



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Université Abou Bekr Belkaid
Tlemcen Algérie



جامعة أبي بكر بلقايد

تلمسان الجزائر



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers

Département de Biologie

Laboratoire des Produits Naturels

THESE

Présenté par :

M^r SOUNA MIMOUNE

En vue de l'obtention du diplôme de

DOCTORAT 3^{EME} CYCLE LMD

FILIÈRE: SCIENCES ALIMENTAIRES

SPÉCIALITÉ: TRANSFORMATION ET VALORISATION EN AGRO-ALIMENTAIRE

Thème

**Biodiversité et valorisation des champignons supérieurs
de la wilaya de Tlemcen- étude myco-chimique
et activités biologiques de quelques espèces**

Soutenu publiquement le : 25 / 06 / 2023 devant le jury :

| | | | |
|-------------------------------|------------|--------------------|------------------|
| Mr AZZI Rachid | Professeur | Président | Univ. Tlemcen |
| Mr TEFIANI Choukri | MCA | Directeur de thèse | Univ. Tlemcen |
| Mr RIAZI Ali | Professeur | Examineur | Univ. Mostaganem |
| Mr CHAOUCHE Tarik Mohammed | MCA | Examineur | Univ. Tlemcen |
| Mr CHAALEL Abdelmalek | MCA | Examineur | Univ. Mostaganem |
| Mr FERRAH Nacer | MCA | Examineur | C. Univ. Naâma |

Année universitaire 2022-2023

الحمد لله الذي بنعمته تتم

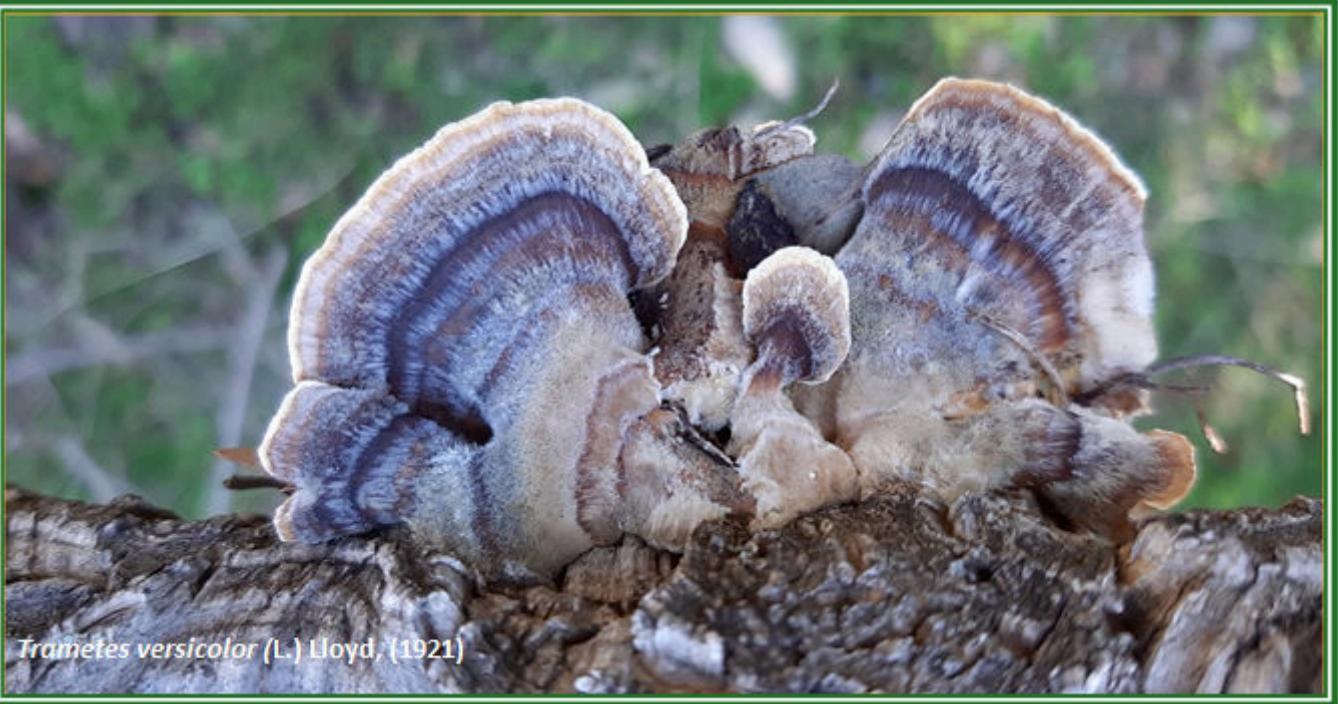
المصالحات،

وبفضله تنزل العيرات

والبركات،

وبتوفيقه تتحقق المقاصد

والغايات،



Trametes versicolor (L.) Lloyd, (1921)



Melanogaster broomeanus Berk (1843)
Forêt de Ziatene Ghazaouet

Remerciements

**Avant tout, je remercie Dieu le tout puissant, Le miséricordieux,
de nous avoir guidé et de nous avoir donné la santé, la force, la patience et la volonté
pour achever ce travail.**

*J'exprime mon immense gratitude à Monsieur **TEFIANI Choukri**, Maître de Conférences A au département d'agronomie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen, pour avoir accepté de diriger ce travail. Il m'a accordé une grande liberté d'initiative tout en demeurant toujours présent pour évoquer les difficultés rencontrées. Je tiens à le remercier pour son assistance, ses encouragements, ses conseils durant toute la durée de la réalisation de ce travail.*

*Je tiens à exprimer, mon profond respect, mon profond estime et mes vifs remerciements à Mr **AZZI Rachid**, professeur au département de biologie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen, de m'avoir fait l'honneur de présider ce jury.*

*Mes vifs remerciements s'adressent à Mr **CHAOUCHE Tarik Mohammed** Maître de Conférences A au département de biologie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen pour ses précieux conseils et ses encouragements et d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*J'exprime mes sincères remerciements à Mr **RIAZI Ali** professeur au département de biologie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem pour avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Je remercie également Mr **CHAALEL Abdelmalek** Maître de Conférences A au département de biologie, , faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Je tiens à remercier aussi Mr **FERRAH Nacer** Maître de Conférences A au Centre Universitaire Salhi Ahmed-Naâma, pour avoir accepté d'être examinateur de ce travail.*

Mes reconnaissances et mes sincère respects s'adressent à tous mes enseignants depuis le primaire jusqu'à l'université.

Mes vifs remerciements s'adressent également à Mr DERGAL Fayçal Maître de recherche A (C.R.A.P.C) (L.C.S.C.O) université de Tlemcen , Mr BENOUB Nouredine Maître de conférences A au département d'agronomie, faculté SNV-STU, université de Tlemcen, Mr BETTIOUI Rida Maître de conférences B au département d'écologie et environnement, faculté SNV-STU, université de Tlemcen, Mr BARKA Mohamed Salih Professeur à l'ISTA, université de Tlemcen, Mr BENAMMAR M. C., Professeur à la faculté SNV-STU, université de Tlemcen. Mme YUCEFI F., Maître de conférences A à la faculté SNV-STU, université de Tlemcen et Mr AZZI Nouredine Maître de conférences A à la faculté SNV-STU, université de Tlemcen.

Je voudrais remercier particulièrement tous les membres de l'équipe des Laboratoires pédagogique Biochimie et Microbiologie Mr Miloud, Mr Yazid, Mr Djalal, Mme Youbi, Mem Leilla, Mme Ouahiba, Mme Fatima, Mme Fatima et également Mr Sbaa, Mr Maarouf et Mr Mahmoud. Aussi, Mme Mokri Fatima Zahra de (C.R.A.P.C) (L.C.S.C.O) université de Tlemcen. Je tiens à remercier très sincèrement Mr HABI Salim pour sa collaboration et son aide. Je leur dis en toute sincérité Merci beaucoup.

Mes vifs remerciements s'adressent également au laboratoire des micro-organismes bénéfiques, des aliments fonctionnels et de la santé, université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem.

J'exprime ma grande gratitude à Mr MOUMMANI Mohamed directeur du parc national de Tlemcen, Mr SOUNA Abdelkarim, Mr HACHMAOUI Mohammed, et Mr CHALABI Amine qui m'ont beaucoup aidé dans l'opération de collecte des champignons, ainsi que Mr HANBLI Hamza, Mr MOSTEPHA Nabil, Mr SEDJAI Miloud, Mme NABACHE et Mr BENSOUNA pour ses encouragements.

Mes forts remerciements sont adressés à mes collègues de la formation de Doctorat, Mr GUARMOUDI Samir, Mme KHARBACHE A., Mme AMRAOUI G., Mr TALEB A., Mme MAOUADJ Asma, Mme SPIGA, Mme MKEDDER I., Mme BENKHEDDA M., et Mme AZZAOU A. ainsi Mr El FEDIL MEHDI et Mr BENHAMOU Amine.

Mes remerciements les plus forts sont adressés à mes collègues de travail Mr CHIBANE Omar, Mr BEN SAFI Saïde, Mr BEN AICHA Ouassini, Mr HAKKI Rabah, Mr MIME Mohamed, Mr ATMANI Abdelouahab, Mr ACHBOUCHE Mohamed, Mr AMRI Abderrahmane, Mr MIDOUNE MaatAllah et Mohamed El-Amine ainsi à toutes les brigades de la répression des fraudes et les brigades des Pratiques commerciales et à tout le personnel de l'inspection territoriale du commerce de Ghazaouet et à tous les cadres de l'inspection aux frontières-port de Ghazaouet durant la période 2017-2018. Mes respects à tout le personnel de la direction de commerce de la wilaya de Tlemcen.

Je tiens à saluer mes collègues de l'ADE-station de traitement des eaux de barrage HAMMAM Boughrara, Mme BOUABSA, Mr BETTIUOI Ahmad, Mr BERRAIS Abdelhakim, Mr BARROUNA Mohammed, Mr BAHDADA Houari, Mr MASOUDI Abdelkader, Mr AZZI, Mr MOUSTAFAOUI, Mr HADJ ALI, Mr FOU DHIL, ainsi à tous les agents de HAMMAM Boughrara et tout le personnel.

Je remercie tous ceux qui ont participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

DÉDICACES

A la lune de mes nuits et le soleil de mes jours,

Je dédie cette thèse, fruit de plusieurs années de labeur

A mes très chers parents

Cette thèse est l'aboutissement de votre dévouement constant, de vos constantes sollicitudes et de vos prières

A ma chère épouse

*A mes fils **HOUSSEM** et **SEIF EDDINE***

*A ma princesse **ALAE***

A mes beaux-parents

*A mes frère **AMAR** et **MOHAMED** et mes sœurs **GHANIA** et **IKRAM** ainsi qu'à mes beaux-frères **SID AHMAD**, **RIAD** et **SOUAD** et à toute ma famille.*

*A mes neveux **DOUAE** et **MOUAD***

*A mes oncles surtout **MOHAMED** et **MIMOUNE** et mes tantes ainsi que leurs familles.*

A mes cousins et mes cousines

*A toutes les familles **SOUNA**, **BEN SOUNA**, **CHIBANE** et **KERMANE***

Aucun mot ne saurait exprimer ce que je dois à ma famille durant toutes ces années de recherche

Avec toute mon affection et ma reconnaissance

MIMOUNE LE 23 RAMADAN 1444

Valorisation du travail de recherche

Les résultats de cette thèse de doctorat ont fait l'objet d'une publication et également de communications scientifiques :

La publication

Souna, M., Tefiani, C., Chaouche, M. T., Habi, S., Chaalel, A., Kerman Née Souna, S., Boukezzoula, N., Lamraoui, G., & Kab-yeul, J. (2023). The first check-list of macro-fungi in Tlemcen Wilaya (North-West of Algeria) reveals the discovery of 5 new records for Algeria. *Genetics & Biodiversity Journal*, 7(1), 104–127. <https://doi.org/10.46325/gabj.v7i1.319>.

Communications Nationales

SOUNA. M., TEFIANI. C., LAMRAOUI. G., HABI. H., SOUNA. I., (2021) Contribution à l'inventaire et l'identification morphologique des macromycètes de trois régions de la wilaya de Tlemcen. 2^{-ème} Séminaire National d'Ethnobotanique et de Valorisation des Substances Naturelles. Alger : 6-7 Juin 2021 ENS- Kouba-Université Benyoucef Benkhedda, Alger.

SOUNA, M., TEFIANI, LAMRAOUI, G., HABI, S., SOUNA. I., (2021). Contribution to the study of biodiversity of mushrooms on the Tlemcen coast (Ghazaouet region). Séminaire National sur la Biodiversité Végétale et Animale, Environnement et Santé. C. U. Mila, LE 20 Mai 2021. Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf-Mila.

SOUNA, M., TEFIANI, C., (2021). Screening phytochimique de l'extraits hydro-méthanolique des deux champignons supérieurs *Suillus mediterraneensis* et *Suillus collinitus*. Programme des 10èmes Journées Nationales des Sciences de la Nature et de la Vie. JNSNV 2021. Mostaganem, les 16-18 Novembre 2021.

SOUNA, M., TEFIANI, C., LAMRAOUI, G., HABI. S., SOUNA, I., (2021). Contribution à l'identification morphologique des champignons supérieures mycorrhizien avec le pin maritime et le pin littorale de Tlemcen (région de Ghazaouet). 1^{Ere} Webconférence Nationale sur la Biologie des Plantes Ligneuses. Le 14 Juin 2021, Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf, Mila.

SOUNA, M., TEFIANI, C., AZZI, R., CHAOUICHE, M.T., HABI, S., BENKHEDDA, M., AZZAOU, A., SENOUSSAOUI, R., (2021). Screening phytochimique d'une souche locale de champignon comestible afin de valoriser des déchets agricoles et agroalimentaires. Webinaire National sur « Valorisation des matières résiduelles du secteur agro-alimentaire ». Samedi 26 Juin 2021. Laboratoire de Physiologie, Physiopathologie et Biochimie de la Nutrition (PPABIONUT). Université de Tlemcen.

SOUNA, M., TEFIANI, C., AZZI, R., CHAOUICHE, M. T., SOUNA. I., (2021). Criblage phytochimique et dosage des composés phénoliques d'extrait hydro-méthanolique du *Suillus mediterraneensis* . Le 1er Séminaire National sur les Substance Naturelles, Biotechnologie et Innovations (SNBI 2021). Le 26-27 Octobre 2021 via Google Meet. Laboratoire : Sciences de la Nature et des Matériaux (LSNM). Centre Universitaire Alhafid Boussouf, Mila.

SOUNA, M., TEFIANI, C., LAMRAOUI, G., (2021). Contribution à l'étude de la biodiversité des champignons supérieures dans le littoral Tlemcénien (région de Ghazaouet). Le 1^{er} Séminaire National en ligne (Webinaire) sur les Zones Humides en Algérie. Tlemcen, le 02 Février 2021.

Communications Internationales

SOUNA, M., TEFIANI, C., AZZI, R., CHAOUICHE, T. M., RIAZI A., SOUNA. I., (2021). Phytochemical screening and antioxidant activity of *Terfezia claveryi* Chatin from the region of Tlemcen, Algeria. 2nd International Conference of Pathological Analyses, 24-25 November 2021. Department of Pathological Analyses, College of Science, University of Basrah Iraq.

SOUNA, M., TEFIANI, C., AZZI, R., CHAOUICHE, T. M., SOUNA KERMAN, S., CHAALEL, A., BOUKEZZOULA, N., (2022). Bioecological, mycorrhizal, and mycochemical screening of *Terfezia claveryi* Chatin and its potential for the revalorization of rangelands. The 1st International Conference on Sustainable Soil management: A Challenge for Food Security (ICSSM 2022). Scientific and Technical Research Centre on Arid Regions (CRSTRA). Biskra 5-6 December 2022.

SOUNA, M., TEFIANI, C., LAMRAOUI, G., SOUNA, I., (2021). Morphological and microscopic characterization of desert truffle fungi *Terfezia claveryi* and *Trimezia pinoyi* from Naâma and Tlemcen regions. 1er Séminaire international « webinaire » sous le thème Nouvelles visions sur l'amortissement durable de la biodiversité des zones incertaines. C. U. Naâma le 07-08 Avril 2021.

SOUNA, M., TEFIANI, C., Ali RIAZI, A., MIME, M., HAKKI. R., (2021) Cadre Réglementaire De La Mise À La Consommation Des Champignons Supérieures Comestibles 1st International Seminar on Pollution, Health, Environment and Bio-monitoring SIPSEB'21 DECEMBER 27-28, 2021, SKIKDA, ALGERIA.

SOUNA, M., TEFIANI, C., AZZI, R., CHAOUICHE, M. T., HABI, LAMRAOUI, G., SOUNA. I., (2021). Biodiversité des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen : identification et inventaire . Séminaire International sur la Biodiversité, Environnement et Santé organisé. les 21 et 22 Septembre 2021. Université Aboubekr Belkaïd Tlemcen.

SOUNA, M., TEFIANI. C., AZZI, R., CHAOUICHE, T. M., HABI, S., SOUNA, I., (2021). Morphological identification and phytochemical screening of the hydro-methanolic extracts of *Suillus mediterraneensis* and *Suillus collinitus* from the littoral of Tlemcen-Ghazaouet region. 1 st International Conference on Environmental Biotechnology and Biodiversity. (ICEBB) Online 14-16 Decembre 2021. Lab EcoBiologie Animale. ENS- Kouba.

SOUNA, M., MIM, M., HAKI, R., (2021). Introduction à la législation et la réglementation alimentaire Algérienne et aux organismes du Contrôle. La protection du consommateur dans l'environnement physique et virtuel, entre les manifestations de la réalité et les enjeux futurs. Le 28 juin 2021. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

SOUNA, M., TEFIANI, C., LAMRAOUI, G., AZZI, R., CHAOUICHE M. T., BENYOUB, NE., (2020). Contribution à l'étude du contrôle de la conformité des épices moulues importées (*Piper nigrum*) (*Capsicum annuum*) au niveau des frontières. Sixième MGIBR Workshop Internationale « Les plantes à parfum Aromatiques, Médicinales et condimentaires» Vertus et perspectives de développement. Par webinaire le 21-22 Décembre 2020. Université Abou Bekr Belkaïd – Tlemcen.

ملخص

تمثل الفطريات العليا ثروة قيمة للإنسانية إذ يتميز بعضها بجودة غذائية عالية وتعتبر كمصادر بديلة للجزيئات الحيوية الطبيعية إضافة إلى الدور البيئي والاقتصادي أيضا. الهدف من هذه الدراسة هو عرض التنوع البيولوجي الفطري في ولاية تلمسان و إختيار سبعة أنواع لتوصيف مستخلصاتها كيميائياً وتقييم أنشطتها البيولوجية.

قمنا بإجراء خرجات ميدانية في 15 موقعا تم تحديده للدراسة من خريف سنة 2018 إلى ربيع سنة 2022. مرحلة التعرف على الفطريات تعتمد على التحديدات المورفولوجية، نتائج المسوحات الفطرية تشير إلى تنوع بيولوجي فطري ملحوظ للغاية في جميع أنحاء منطقة تلمسان، حيث أن عملية الجرد الفطري خلصت إلى جرد ما مجموعه 56 نوعاً من الفطريات، تم تصنيفها في 40 جنساً تنتمي إلى 28 عائلة تنقسم إلى 11 ترتيباً، كذلك تمت معاينة وإدراج خمسة أنواع من الفطريات العليا في الجزائر لأول مرة.

الدراسة الكيميو-فطرية أجريت على مختلف المستخلصات المحضرة (الميثانومائية، الهكسان، ثنائي كلورو الميثان، ومزيج AEEM)، عن طريق الإختبارات الكيميائية والقياسات الطيفية لمجموع متعددات الفينول، الفلافونويد، والفلافونول، التينينات المكثفة، السابونينات، ثلاثي التربين، بيتا كاروتين و ليكوبين بالإضافة إلى ذلك، تم إجراء تحليلات GC-MS على بعض المستخلصات المختارة.

أما بخصوص الأنشطة البيولوجية، بداية تم تقييم سمية مختلف المستخلصات على كريات الدم الحمراء البشرية عن طريق إختبار إنحلال الدم في المختبر. تم اعتماد تحديد القدرة الإجمالية لمضادات الأكسدة (CAT) وطريقتي نقل ذرة الهيدروجين و نقل الإلكترون بواسطة تثبيط جذري (DPPH•) و (ABTS•+) و قدرة إرجاع الحديد (FRAP) لتقييم نشاط مضادات الأكسدة للمستخلصات. تم تحديد النشاط المضاد للإلتهابات في المستخلصات بطريقة تثبيط التحلل الحراري للبروتينات وأيضاً بطريقة تثبيط الغشاء الخلوي لكريات الدم الحمراء و الذي يتضمن إنحلال الدم الناتج عن الحرارة. تم تقييم النشاط المضاد لإنحلال الدم والبحث عن التأثير المثبط للمستخلصات على أنزيم α -الأميلاز.

من الضروري الوقوف على المستويات الكبيرة من سمية مستخلصات (ثنائي كلورو الميثان *Tricholoma pseudonictitans*) و (الميثانومائية *Boletus satanas*) و (الهكسان *Suillus collinitus*) على كريات الدم الحمراء البشرية مع معدلات على التوالي (38.35% و 28.07% و 26.03%). مستوى إنحلال الدم في المستخلصات الأخرى يبقى يستجيب لمعايير السلامة. أعلى إجمالي في محتوى السكريات تم تسجيله في مستخلص (الميثانومائية *Melanogaster broomeianus*). النتائج المختلفة المتوصل إليها كشفت عن ثراء المستخلصات المختبرة في المركبات الثانوية الحيوية. قياس (IC₅₀) لأختبار (ABTS•+) لمستخلصات مزيج AEEM للأنواع (*Pleurotus eryngii var ferulae*) و (*M. broomeianus*) و (مستخلصات الهكسان و ثنائي كلورو الميثان للنوع *S. Collinitus*) و (ثنائي كلورو الميثان للنوع *Boletus satanas*) و كذا (مستخلص الميثانومائية *Suillus Mediterrneensis*). سجلت قدرة تثبيط أقوى مقارنة مع حمض الأسكوربيك. نتائج (EC₅₀) لإختبار FRAP لمستخلص (ثنائي كلورو الميثان للنوع *S. Collinitus*) كانت أعلى من حمض الأسكوربيك.

وقد أظهرت مستخلصات من (ثنائي كلورو الميثان للنوع *P. eryngii var ferulae*) و (مزيج AEM و الميثانومائية للنوع *M. broomeianus*) و (الميثانومائية للنوع *Terfezia clavaryi*) نشاطا معتبرا لتثبيط التحلل الحراري للبروتينات. الأنواع *T.clavaryi* و *M. broomeianus* و *P. eryngii var ferulae* سجلت قدرة وقائية ضد انحلال الدم الناتج عن الحرارة. علاوة على ذلك أظهرت قياسات النشاط المضاد لإنحلال الدم للنوعان *P. eryngii var ferulae* و *M. broomeianu* تأثيرا وقائيا ضد جنس AAPH أفضل من تلك المتحصل عليها من طرف المرجع حمض الأسكوربيك.

الكلمات المفتاحية: الفطريات العليا، التنوع البيولوجي، الجرد الفطري، تأثير انحلال الدم، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للالتهابات، تثبيط ألفا أميلاز ، النشاط المضاد لانحلال الدم.

Résumé

Les champignons supérieurs constituent une richesse précieuse pour l'humanité dont certains possèdent une qualité nutritionnelle et un intérêt en santé humaine comme des sources de biomolécules naturelle, également une utilité à la fois écologique et économique. La présente étude a pour objectif de présenter la biodiversité fongique de la wilaya de Tlemcen ainsi que la sélection de sept espèces en vue de caractériser chimiquement leurs extraits ainsi d'évaluer leurs activités biologiques. Pour cela, des prospections mycologiques ont été menées sur les 15 sites d'étude de l'automne 2018 au printemps 2022. La reconnaissance des macromycètes est fondée sur l'identification morphologique.

Les résultats de l'inventaire mycologique indiquent une biodiversité fongique très remarquable à travers la région de Tlemcen, un ensemble de 56 espèces de champignons ont été répertoriées, classées en 40 genres et 28 familles appartenant à 11 ordres. Cinq champignons sont recensés en Algérie pour la première fois. L'étude myco-chimique réalisée sur les différents extraits préparés (hydro-méthanolique, hexane, dichlorométhane et mélange AEEM) est effectuée, par screening myco-chimique, des dosages spectrophotométriques des polyphénols totaux, des flavonoïdes, des tanins condensés, des flavonols, des saponines et des triterpénoïdes ainsi que la détermination du β -carotène et du lycopène. En outre, des analyses par GC-MS ont été effectuées pour des extraits sélectionnés.

En vue de déterminer la toxicité des différents extraits, le test d'hémolyse a été effectué *in vitro* vis-à-vis des érythrocytes humaines. La capacité antioxydante totale, les tests du piégeage de radical DPPH \bullet , de radical ABTS \bullet^{+} et le pouvoir de réduction du fer ont servi à évaluer l'activité antioxydante *in vitro* des extraits. L'activité anti-inflammatoire des extraits a été suivie *in vitro* par la méthode d'inhibition de la dénaturation thermique des protéines et également par la méthode de stabilisation de la membrane érythrocytaire qui comprend l'hémolyse induite par la chaleur. la détermination de l'activité anti-hémolytique et la recherche de l'effet inhibiteur de l' α -amylase des extraits ont été réalisées.

Il est nécessaire de mentionner les niveaux de toxicité considérables des extraits de dichlorométhane de *Tricholoma pseudonictitans*, hydro-méthanolique de *Boletus satanas* et d'hexane de *Suillus collinitus* envers les érythrocytes humains avec des taux respectivement ($38.35 \pm 2.64\%$; $28.07 \pm 1.41\%$ et $26.03 \pm 0.56\%$). Le taux d'hémolyse dans d'autres extraits demeure conforme aux normes de sécurité. L'extrait hydro-méthanolique de *Melanogaster broomeianus* a rapporté les contenus les plus importants en sucres totaux et réducteurs ($494,70 \pm 7,95$ et $403,06 \pm 15,35$ $\mu\text{g EG/mg Ext-S}$ respectivement). Les différents résultats acquis ont révélé la richesse des extraits testés en métabolites secondaires. Les (CI_{50}) de test d'ABTS des extraits de mélange de solvants (AEEM) : de *Pleurotus eryngii var ferulae*, de *M. broomeianus*, des extraits d'hexane et de dichlorométhane de *S. collinitus*, de dichlorométhane de *B. satanas* et hydro-méthanolique de *Suillus mediterraneensis* ont été supérieure à celle de référence.

La (CE₅₀) de test FRAP de l'extrait de dichlorométhane de *S. collinitus* a été supérieures à celle de l'acide ascorbique. Les extraits de dichlorométhane de *P. eryngii* var *ferulae*, les extraits hydro-méthanolique et les extraits de mélange de solvants de *M. broomeianus* et les extraits hydro-méthanolique de *T. claveryi* ont fait preuve d'une activité protectrice très intéressante contre la dénaturation des protéines. Les espèces *Terfezia claveryi*, *P. eryngii* var *ferulae*, *M. broomeianus* ont manifesté une capacité protectrice contre l'hémolyse induite par la chaleur. Les espèces *M. broomeianus* et *P. eryngii* var *ferulae* ont exercé une protection anti-hémolytique plus puissante que le standard.

Mots clés Champignons supérieures, biodiversité, inventaire mycologique, effet hémolytique, activité antioxydante, activité anti-inflammatoire, Inhibition de α -amylase, activité anti-hémolytique.

Abstract

The higher fungi constitute a precious wealth for humanity, some of which have a nutritional quality and an interest in human health as sources of natural biomolecules, also a utility both ecological and economic. The present study aims to present the fungal biodiversity of the wilaya of Tlemcen as well as the selection of seven mushrooms in order to chemically characterize their extracts and evaluate their biological activities.

For this, mycological surveys were conducted on the 15 study sites from autumn 2018 to spring 2022. The recognition of macromycetes is based on morphological identification. The results of the mycological inventory indicate a very remarkable fungal biodiversity across the region of Tlemcen, a set of 56 species of mushrooms have been listed, classified into 40 genera and 28 families belonging to 11 orders. Five mushrooms are recorded in Algeria for the first time.

The myco-chemical study carried out on the different extracts prepared (hydro-methanolic, hexane, dichloromethane and AEEM mixture) is performed, by myco-chemical screening, spectrophotometric assays of total polyphenols, flavonoids, condensed tannins, flavonols, saponins and triterpenoids as well as the determination of β -carotene and lycopene. Furthermore, GC-MS analyses were performed for the selected extracts.

First, in order to determine the toxicity of the different extracts, the hemolysis test was performed in vitro against human red blood cells. The total antioxidant capacity, DPPH \bullet , ABTS \bullet^+ radical scavenging and iron reducing power (FRAP) tests were used to evaluate the in vitro antioxidant capacity of the extracts. The anti-inflammatory activity of the extracts was monitored in vitro by the heat denaturation protein inhibition method and also by the erythrocyte membrane stabilization method which includes heat-induced hemolysis. Determination of antihemolytic activity and investigation of the α -amylase inhibitory effect of the extracts were performed. hydro-methanolic, hexane, dichloromethane and AEEM mixture

It is necessary to mention the considerable toxicity levels of the extracts of dichloromethane of *Tricholoma pseudonictitans*, the hydro-methanolic of *Boletus satanas* and the hexane of *Suillus collinitus* towards human erythrocytes with rates respectively ($38.35 \pm 2.64\%$; $28.07 \pm 1.41\%$ and $26.03 \pm 0.56\%$). The level of hemolysis in other extracts still meets safety standards. The hydro-methanolic extract of *Melanogaster broomeianus* reported the highest contents of total and reducing sugars (494.70 ± 7.95 and 406.46 ± 16.80 $\mu\text{g EG/mg Ext-S}$ respectively). The different results acquired revealed the richness of the tested extracts in secondary metabolites. The (IC_{50}) of ABTS test of the mixture extract of (AEEM) of *Pleurotus eryngii* var. *ferulae*, the mixture extract (AEEM) of *M. broomeianus*, the hexane and the dichloromethane extract of *S. collinitus*, the dichloromethane extract of *B. satanas* and the hydro-methanolic extract of *Suillus mediterraneensis* were higher than the standard. The (EC_{50}) of FRAP test of the dichloromethane extract of *S. collinitus* was higher than that of ascorbic acid.

The dichloromethane extract of *P. eryngii* var *ferulae*, the hydro-methanolic extract and the mixture extract (AEEM) of *M. broomeianus* and the hydro-methanolic extract of *Terfezia claveryi* showed a very interesting protective activity against protein denaturation. *T. claveryi*, *P. eryngii* var. *ferulae*, *M. broomeianus* species showed protective ability against heat-induced hemolysis. *M. broomeianus* and *P. eryngii* var. *ferulae* species showed more potent anti-hemolytic protection than the standard.

Keywords mushrooms, biodiversity, mycological inventory, hemolytic effect, antioxidant activity, anti-inflammatory activity, Inhibition α -amylase, antihemolytic activity.

Liste des figures

| | | |
|------------------|---|-----|
| Figure 1. | Le vocabulaire descriptif des champignons supérieurs..... | 9 |
| Figure 2 | Forme des hyphes..... | 9 |
| Figure 3 | Classification phylogénie des champignons..... | 17 |
| Figure 4 | Le cycle biologique typique d'un ascomycète filamenteux..... | 19 |
| Figure 5 | Le cycle biologique typique d'un basidiomycète..... | 21 |
| Figure 6 | Coupe transversale de racine avec manteau fongique..... | 24 |
| Figure 7 | Classification Flavonoïdes et non-flavonoïdes..... | 30 |
| Figure 8 | Élément constitutif des terpènes, (A) structure chimique de l'isoprène et (B) sa représentation tridimensionnelle..... | 32 |
| Figure 9 | Schéma d'une cellule humaine, susceptible d'être endommagée par des radicaux libres générés par des sources internes et externes..... | 40 |
| Figure 10 | Antioxydants naturels séparés en classes..... | 41 |
| Figure 11 | Présentation générale du plan de travail..... | 51 |
| Figure 12 | Montage de dispositif d'extraction Soxhlet..... | 60 |
| Figure 13 | Illustration schématique de la courbe d'hémolyse, (HT_{50}) et (ΔT)..... | 90 |
| Figure 14 | Répartition des macromycètes selon le nombre des espèces identifier par mois..... | 93 |
| Figure 15 | Carte des sites de collecte et de la localisation des cinq espèces nouvellement découvertes en Algérie..... | 97 |
| Figure 16 | Photos des espèces récoltées et identifiées dans l'ensemble de la zone d'étude..... | 98 |
| Figure 17 | Distribution des embranchements des champignons collectés à Tlemcen | 100 |
| Figure 18 | Répartition des différents ordres des macromycètes collectés à Tlemcen | 100 |
| Figure 19 | Répartition des différentes familles de macromycètes collectés à Tlemcen..... | 101 |
| Figure 20 | Distribution des espèces par statuts trophiques..... | 102 |

| | | |
|------------------|--|-----|
| Figure 21 | Présentation des champignons supérieurs nouveaux records en Algérie | 110 |
| Figure 22 | Présentation des espèces analysées..... | 137 |
| Figure 23 | Présentation des observations microscopiques des espèces analysées..... | 139 |
| Figure 24 | Rendements des extraits des différents champignons testés en pourcentage (%)...... | 140 |
| Figure 25 | Courbes d'étalonnages du glucose pour le dosage des sucres totaux..... | 145 |
| Figure 26 | Courbes d'étalonnages du glucose pour le dosage des sucres réducteurs... | 145 |
| Figure 27 | Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux..... | 149 |
| Figure 28 | Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes totaux..... | 149 |
| Figure 29 | Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés..... | 149 |
| Figure 30 | Courbe d'étalonnage de la quercétine pour le dosage des flavonols..... | 150 |
| Figure 31 | Courbe d'étalonnage de diosgénine pour le dosage des saponines totales | 153 |
| Figure 32 | Courbe d'étalonnage de l'acide ursolique pour le dosage des triterpènes totaux..... | 153 |
| Figure 33 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_PEF_AEEM de <i>P. eryngii</i> var. <i>ferulae</i> | 155 |
| Figure 34 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E-MB_HM de <i>M. broomeianus</i> | 156 |
| Figure 35 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_MB_AEEM de <i>M. broomeianus</i> | 156 |
| Figure 36 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_BS_HM de <i>B. satans</i> | 157 |
| Figure 37 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_BS_AEEM de <i>B. satans</i> | 157 |
| Figure 38 | Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_TC_HM de <i>T. claveryi</i> | 158 |

| | | |
|------------------|---|-----|
| Figure 39 | Activité hémolytique des extraits HM exprimée en pourcentage à différentes concentrations..... | 169 |
| Figure 40 | Activité hémolytique des extraits Hx exprimée en pourcentage à différentes concentrations..... | 169 |
| Figure 41 | Activité hémolytique des extraits DCM exprimée en pourcentage à différentes concentrations..... | 170 |
| Figure 42 | Activité hémolytique des extraits exprimée en pourcentage à différentes concentrations AEEM..... | 170 |
| Figure 43 | Droite d'étalonnage de l'acide ascorbique pour la détermination de la capacité antioxydante totale..... | 172 |
| Figure 44 | Capacité antioxydante totale des extraits des différents champignons testés..... | 172 |
| Figure 45 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction des concentrations des extraits HM..... | 174 |
| Figure 46 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction des concentrations des extraits Hx..... | 174 |
| Figure 47 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction des concentrations des extraits DCM..... | 174 |
| Figure 48 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction des concentrations des extraits AEEM..... | 175 |
| Figure 49 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence)..... | 175 |
| Figure 50 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits HM..... | 177 |
| Figure 51 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits Hx..... | 178 |
| Figure 52 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits DCM..... | 178 |
| Figure 53 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits AEEM..... | 178 |
| Figure 54 | Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence)..... | 179 |
| Figure 55 | Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits HM | 180 |

| | | |
|------------------|--|-----|
| Figure 56 | Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits Hx.. | 180 |
| Figure 57 | Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits DCM..... | 180 |
| Figure 58 | Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits AEEM..... | 181 |
| Figure 59 | Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence)..... | 181 |
| Figure 60 | Effet des extraits HM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en pourcentage d'inhibition..... | 183 |
| Figure 61 | Effet des extraits Hx et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition..... | 184 |
| Figure 62 | Effet des extraits DCM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition..... | 184 |
| Figure 63 | Effet des extraits AEEM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition..... | 184 |
| Figure 64 | Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits HM et de standards (ASP et IND)..... | 187 |
| Figure 65 | Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits Hx et de standards (ASP et IND)..... | 187 |
| Figure 66 | Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits DCM et de standards (ASP et IND)..... | 187 |
| Figure 67 | Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits AEEM et de standards (ASP et IND)..... | 188 |
| Figure 68 | Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits HM..... | 191 |
| Figure 69 | Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits Hx..... | 191 |
| Figure 70 | Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits DCM..... | 191 |
| Figure 71 | Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits AEEM..... | 192 |

| | | |
|------------------|---|-----|
| Figure 72 | Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations différentes d'acarbose..... | 192 |
| Figure 73 | Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par HM et d'acide ascorbique..... | 200 |
| Figure 74 | Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par Hx..... | 201 |
| Figure 75 | Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par DCM..... | 202 |
| Figure 76 | Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par AEEM..... | 203 |
| Figure 77 | Histogramme (HT ₅₀) des temps de demi-hémolyse en minutes des différentes concentrations des extraits HM, Hx, DCM et AEEM..... | 204 |
| Figure 78 | Histogramme ΔT (temps d'hémolyse différé en min) des différentes concentrations des extraits HM, Hx, DCM et AEEM..... | 205 |
| Figure 79 | Corrélation linéaire examinée entre les valeurs ΔT (temps d'hémolyse différé) et les différentes concentrations des extraits de champignons testés..... | 206 |
| Figure 80 | Carte de couverture de sol de la wilaya de Tlemcen (I : année 2017; II : Année 2022)..... | 274 |
| Figure 81 | Cartes de la somme des précipitations de la wilaya de Tlemcen en mm (I : Année 2018 ; II : Année 2021 et III : moyen de la période de 2018 à 2021)..... | 275 |
| Figure 82 | Cartes des moyens de la température à 2 mètres de la wilaya de Tlemcen en °C (I : Température minimale de 2018 à 2021; II : Température maximale de 2018 à 2021 et III : Température moyenne de 2018 à 2021)..... | 276 |
| Figure 83 | Carte de moyen de l'humidité relative de la wilaya de Tlemcen en pourcentage de la période de 2018 à 2021..... | 277 |
| Figure 84 | Carte de moyen de l'humidité de sol de la wilaya de Tlemcen de la période de 2018 à 2021..... | 277 |

Liste des tableaux

| | | |
|--------------------|---|-----|
| Tableau 1. | Comparaison des caractéristiques des vivants pluricellulaires..... | 13 |
| Tableau 2. | Principales caractéristiques des embranchements des mycètes..... | 16 |
| Tableau 3. | Classification des composés phénoliques suivant le nombre de noyaux aromatiques, la chaîne carbonée et la structure chimique de base..... | 30 |
| Tableau 4. | Classification simplifiée des terpènes..... | 32 |
| Tableau 5. | Nomination des sites d'étude dans la wilaya de Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie)..... | 53 |
| Tableau 6. | Les différentes formes de spores en fonction de leur quotient sporique .. | 57 |
| Tableau 7. | Nomination des sites d'étude dans la wilaya de Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie)..... | 58 |
| Tableau 8. | Diagramme phénologique des macromycètes dans les sites d'étude..... | 94 |
| Tableau 9. | Liste des champignons répertoriés à Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie) avec enregistrement des nouveaux records..... | 111 |
| Tableau 10. | Screening myco-chimique des différents extraits..... | 142 |
| Tableau 11. | Teneurs en glucides des différents extraits..... | 146 |
| Tableau 12. | Teneurs en composés phénoliques des différents extraits..... | 151 |
| Tableau 13. | Teneurs en saponines et triterpénoïdes des différents extraits..... | 154 |
| Tableau 14. | Identification des composants bioactifs de l'extrait E_PEF_AEEM de <i>P. eryngii</i> var. <i>ferulae</i> par GC-MS..... | 159 |
| Tableau 15. | Identification des composants bioactifs de l'extrait E-MB_HM de <i>M. broomeianus</i> par GC-MS..... | 160 |
| Tableau 16. | Identification des composants bioactifs de l'extrait E_MB_AEEM de <i>M. broomeianus</i> par GC-MS..... | 161 |
| Tableau 17. | Identification des composants bioactifs de l'extrait E_BS_HM de <i>B. satans</i> par GC-MS..... | 162 |
| Tableau 18. | Identification des composants bioactifs de l'extrait E_BS_AEEM de <i>B. satans</i> par GC-MS..... | 163 |

| | | |
|-------------------|--|-----|
| Tableau 19 | Identification des composants bioactifs de l'extrait E_TC_HM de <i>T. claveryi</i> par GC-MS..... | 164 |
| Tableau 20 | Les données sur les groupes examinés selon le degré d'hémolyse..... | 167 |
| Tableau 21 | Activité hémolytique des extraits exprimée en pourcentage..... | 168 |
| Tableau 22 | Résultats des activités antioxydante..... | 176 |
| Tableau 23 | Pourcentages d'inhibition de la dénaturation de BSA par les extraits testés..... | 185 |
| Tableau 24 | Effet des extraits et des standards (ASA et IND) sur l'hémolyse de la membrane érythrocytaire induite par la chaleur en pourcentage d'inhibition..... | 189 |
| Tableau 25 | Concentration inhibitrice à 50% (IC ₅₀) de l'activité α -amylase en (mg/mL) des extraits des différents champignons étudiés et de l'acarbose..... | 193 |
| Tableau 26 | Temps de demi-hémolyse (HT ₅₀ min) en minutes pour différentes concentrations des extraits de champignons étudiés (Moyenne \pm EM, n=3)..... | 197 |
| Tableau 27 | Temps d'hémolyse différé (Δ T) en minutes pour différentes concentrations des extraits de champignons étudiés (Moyenne \pm EM, n=3)..... | 198 |

Annexes

| | | |
|-----------------|--|-----|
| Annexe 1 | Fiches d'annotations d'Agaric et des bolets..... | 272 |
| Annexe 2 | Etude cartographique de la zone d'étude..... | 274 |
| Annexe 3 | Histogramme des temps de demi-hémolyse (HT ₅₀ en min) et temps d'hémolyse différé (Δ T en min) pour chaque extrait..... | 278 |
| Annexe 4 | Présentation de l'étude statistique, comparaisons deux à deux de Tukey.. | 287 |

Liste d'abréviation

| | |
|------------------------|--|
| µg EAA/mg Ext-S | : Microgramme équivalent d'acide ascorbique par milligramme d'extrait sec |
| µg EAU/mg Ext-S | : Microgramme équivalent d'acide ursolique par milligramme d'extrait sec |
| µg EAG/mg Ext-S | : Microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait sec |
| µg EC/mg Ext-S | : Microgramme équivalent de catéchine par milligramme d'extrait sec |
| µg ED/mg Ext-S | : Microgramme équivalent de diosgénine par milligramme d'extrait sec |
| µg EQ/mg Ext-S | : Microgramme équivalent de quercétine par milligramme d'extrait sec |
| AAPH | : 2,2'-azobis(2-aminodipropane) dihydrochloride |
| ABTS | : 2,2'-azinobis- (3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonate) |
| BSA | : Bovine serum albumin |
| CAT | : Capacité antioxydante totale |
| DPPH | : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl |
| DMSO | : Di-méthyl sulfoxyde |
| DO | : Densité optique |
| EC₅₀ | : The half maximal effective concentration |
| E_HM | : Extrait Hydro-méthanolique préparé par Macération |
| E_Hx | : Extrait d' Hexane |
| E_DCM | : Extrait Dichlorométhane |
| E_AEEM | : Extrait de mélange de solvants (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)) |
| E_PEF | : Extrait de <i>Pleurotus eryngii</i> var. <i>ferulae</i> |

| | |
|------------------------|--|
| E_SM | : Extrait de <i>Suillus mediterrneensis</i> |
| E_BS | : Extrait de <i>Boletus satans</i> |
| E_MB | : Extrait de <i>Melanogaster broomeianus</i> |
| E_TP | : Extrait de <i>Tricholoma pseudonictitans</i> |
| E_SC | : Extrait de <i>Suillus collinitus</i> |
| E_TC | : Extrait de <i>Terfezia claveryi</i> |
| Ext-s | : Extrait sec |
| FRAP | : Ferric reducing antioxydant power |
| GC-MS | : Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse |
| HT₅₀ | : Hemolysis Time 50 |
| IC₅₀ | : The half maximal inhibitory concentration |
| PBS | : Phosphate buffered saline |
| ROS | : Reactif oxygen species |
| ΔT | : Temps différé d'hémolyse (Delayed time of hemolysis) |

Table des matières

Table des matières

| | |
|---|-----------|
| Liste des figures..... | I |
| Liste des tableaux..... | VI |
| Annexes..... | VII |
| Liste d'abréviation..... | VIII |
| Table des matières..... | IX |
| Introduction Générale..... | 01 |
| SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE..... | 4 |
| CHAPITRE I. LES CHAMPIGNONS SUPERIEURS | 4 |
| 1 LES CHAMPIGNONS EN QUELQUES CHIFFRES | 4 |
| 2 LES CARACTERISTIQUES DU REGNE FONGIQUE | 7 |
| 3 STRUCTURE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURES..... | 8 |
| 4 PLACE DES CHAMPIGNONS ENTRE LES VIVANTS..... | 12 |
| 5 ORGANISATION TAXONOMIQUE ET CLASSIFICATION..... | 14 |
| 6 LES REGNES DES VIVANTS ET LA ROYAUME FUNGI | 15 |
| 7 DIKARYA | 17 |
| 8 NUTRITION DES CHAMPIGNONS SUPERIEURES | 22 |
| 9 MODES DE VIE ET ECOLOGIE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURES | 23 |
| CHAPITRE II. LES METABOLITES SECONDAIRES | 26 |
| 1 LES COMPOSEES PHENOLIQUES | 27 |
| 2 LES TERPENES ET LES TERPENOÏDES | 31 |
| 3 LES ALCALOÏDES..... | 34 |
| CHAPITRE III. ACTIVITES BIOLOGIQUES:..... | 37 |
| 1 ACTIVITE ANTIOXYDANTE | 37 |
| 2 ACTIVITE ANTI-INFLAMMATOIRE..... | 43 |
| 3 ACTIVITE ANTI-DIABETIQUE | 45 |
| 4 ACTIVITE HEMOLYTIQUE ET AGENTS ANTI-HEMOLYTIQUES | 47 |
| MATERIEL ET METHODES..... | 50 |
| Partie I : Etude de la biodiversité et inventaire des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen..... | 52 |
| CHAPITRE I. PRESENTATION DE LA ZONE ET DES SITES D'ETUDE | 52 |
| 1 ZONE D'ETUDE | 52 |
| 2 SITES D'ECHANTILLONNAGE..... | 52 |
| 3 METHODES D'INVENTAIRE | 53 |
| CHAPITRE II. IDENTIFICATION MORPHOLOGIQUE DES CHAMPIGNONS COLLECTEES | 54 |
| 1 DELIMITATION DU CHAMP D'ETUDE | 54 |
| 2 EXAMEN MACROSCOPIQUE | 54 |
| 3 EXAMEN MICROSCOPIQUE | 55 |
| 4 ETUDE TAXONOMIQUES..... | 55 |
| Partie II : Etude myco-chimique et activités biologiques de quelques espèces des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen..... | 56 |
| CHAPITRE I. MATERIEL FONGIQUE | 56 |
| 1 IDENTIFICATION MORPHOLOGIQUE DES ESPECES ETUDIEES..... | 56 |
| 2 PREPARATION DES CHAMPIGNONS SUPERIEURES COLLECTES..... | 58 |
| 3 PREPARATION DES EXTRAITS BRUTS..... | 58 |

| | | |
|---|--|------------|
| 3.1 | Procédure de macération | 58 |
| 3.2 | Extraction à reflux | 59 |
| 4 | CALCULS DES RENDEMENTS EN EXTRAITS SECS | 61 |
| CHAPITRE II. ETUDE MYCO-CHIMIQUE | | 61 |
| 1 | SCREENING MYCO-CHIMIQUE | 61 |
| 2 | ÉTUDE QUANTITATIVE | 64 |
| 2.1 | Dosage des sucres totaux..... | 65 |
| 2.2 | Dosage des sucres réducteurs | 66 |
| 2.3 | Dosage des polyphénols totaux..... | 66 |
| 2.4 | Dosage des flavonoïdes totaux..... | 67 |
| 2.5 | Dosage des tanins condensés..... | 68 |
| 2.6 | Dosage des flavonols totaux | 69 |
| 2.7 | Détermination des saponines totales..... | 70 |
| 2.8 | Détermination des triterpénoïdes totaux..... | 71 |
| 2.9 | Détermination des β -carotène et lycopène | 72 |
| 3 | ANALYSE PAR CHROMATOGRAPHIE EN PHASE GAZEUSE COUPLÉE A LA SPECTROMÉTRIE DE MASSE (GC-MS)..... | 73 |
| CHAPITRE III. ETUDE DE TOXICITÉ (TEST D'HEMOLYSE)..... | | 74 |
| CHAPITRE IV. ETUDE DES ACTIVITÉS BIOLOGIQUES | | 76 |
| 1 | RECHERCHE DE L'ACTIVITÉ ANTIOXYDANTE | 76 |
| 1.1 | Capacité antioxydante totale (Test de phosphomolybdate) | 76 |
| 1.2 | Piégeage du radical DPPH*..... | 77 |
| 1.3 | Piégeage du radical ABTS** | 79 |
| 1.4 | Pouvoir réducteur du fer (FRAP)..... | 80 |
| 2 | RECHERCHE DE L'ACTIVITÉ ANTI-INFLAMMATOIRE | 82 |
| 2.1 | Inhibition de la dénaturation thermique des protéines..... | 82 |
| 2.2 | Test de la stabilisation de la membrane érythrocytaire (Test d'hémolyse induite par la chaleur).. | 83 |
| 3 | EVALUATION DE L'ACTIVITÉ INHIBITRICE DE L'ALPHA-AMYLASE-RECHERCHE DE L'ACTIVITÉ ANTIDIABÉTIQUE | 85 |
| 4 | RECHERCHE DE L'ACTIVITÉ ANTI-HEMOLYTIQUE | 87 |
| ANALYSES STATISTIQUES..... | | 90 |
| RESULTATS ET INTERPRÉTATIONS..... | | 72 |
| Partie I : Etude de la biodiversité et inventaire des champignons supérieurs | | |
| de la wilaya de Tlemcen | | 91 |
| 1 | ANALYSE DES PROSPECTIONS MYCOLOGIQUES | 91 |
| 2 | LA RÉPARTITION ÉCOLOGIQUE ET GÉOGRAPHIQUE | 92 |
| 3 | RÉPARTITION DES CUEILLETES..... | 92 |
| 4 | ANALYSE DE LA DIVERSITÉ DES SPECTRES TAXONOMIQUES..... | 97 |
| 5 | RÉPARTITION DES STATUTS TROPHIQUES | 102 |
| 6 | DIVERSITÉ ET RICHESSE DES ESPÈCES FONGIQUES A TLEMEN | 103 |
| 7 | TRAITEMENT TAXONOMIQUE DES NOUVEAUX RECORDS A L'ÉCHELLE NATIONALE | 105 |
| 7.1 | <i>Agaricus subperonatus</i> (J.E. Lange) Singer, (1951) | 106 |
| 7.2 | <i>Cortinarius speciosissimus</i> Kühner & Romagn. (1953) | 106 |
| 7.3 | <i>Galerina camerina</i> (Fr.) Kühner, (1955)..... | 107 |
| 7.4 | <i>Hygrophorus piceae</i> Kühner, (1949)..... | 108 |
| 7.5 | <i>Stropharia melanosperma</i> (Bull.) Gillet, (1878)..... | 109 |
| Partie II : Etude myco-chimique et activités biologiques de quelques espèces | | |
| des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen..... | | 131 |
| CHAPITRE I. IDENTIFICATION MORPHOLOGIQUE ET EXTRACTION | | 131 |
| 1 | IDENTIFICATION MORPHOLOGIQUE DES ESPÈCES TESTÉES..... | 131 |
| 1.1 | <i>Pleurotus eryngii</i> var. <i>ferulae</i> (Lanzi) Sacc. (1887): | 131 |

| | | |
|---|--|------------|
| 1.2 | <i>Suillus mediterraneensis</i> (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh, (1992)..... | 132 |
| 1.3 | <i>Boletus satanas</i> Lenz, (1831)..... | 132 |
| 1.4 | <i>Melanogaster broomeanus</i> Berk. (1843)..... | 133 |
| 1.5 | <i>Suillus collinitus</i> (Fr.) Kuntze, (1898)..... | 134 |
| 1.6 | <i>Tricholoma pseudonictitans</i> Bon, (1983)..... | 134 |
| 1.7 | <i>Terfezia clavaryi</i> Chatin, (1892)..... | 135 |
| 2 | EXTRACTION ET RENDEMENT D'EXTRACTION | 140 |
| CHAPITRE II. ETUDE MYCO-CHIMIQUE | | 141 |
| 1 | SCREENING MYCO-CHIMIQUE | 141 |
| 2 | ÉTUDE QUANTITATIVE | 144 |
| 2.1 | <i>Dosage des sucres totaux et sucres réducteurs</i> | 144 |
| 2.2 | <i>Dosage des composés phénoliques</i> | 147 |
| 2.3 | <i>Dosage des saponines totales, des triterpénoïdes totaux et des pigments</i> | 152 |
| 3 | RESULTATS DES ANALYSES (GC-MS)..... | 155 |
| CHAPITRE III. ETUDE DE TOXICITE (TEST D'HEMOLYSE)..... | | 166 |
| CHAPITRE IV. ETUDE DES ACTIVITES BIOLOGIQUES | | 171 |
| 1 | RECHERCHE DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE | 171 |
| 1.1 | <i>Capacité antioxydante totale (Test de phosphomolybdate)</i> | 171 |
| 1.2 | <i>Piégeage du radical DPPH*</i> | 173 |
| 1.3 | <i>Piégeage du radical ABTS*+</i> | 177 |
| 1.4 | <i>Pouvoir réducteur du fer (FRAP)</i> | 179 |
| 2 | RECHERCHE DE L'ACTIVITE ANTI-INFLAMMATOIRE | 182 |
| 2.1 | <i>Inhibition de la dénaturation thermique des protéines</i> | 182 |
| 2.2 | <i>Test de la stabilisation de la membrane érythrocytaire (Test d'hémolyse induite par la chaleur)</i> | 186 |
| 3 | EVALUATION DE L'ACTIVITE INHIBITRICE DE L' ALPHA-AMYLASE-RECHERCHE DE L'ACTIVITE ANTIDIABETIQUE | 190 |
| 4 | RECHERCHE DE L'ACTIVITE ANTI-HEMOLYTIQUE | 194 |
| DISCUSSION GENERALE | | 207 |
| CONCLUSION ET PERSPECTIVES | | 242 |
| Références Bibliographiques..... | | 245 |
| ANNEXES | | 272 |
| Publication scientifique..... | | 305 |

Introduction

Générale

Introduction Générale

Les champignons, jouent et continuent de jouer un rôle de plus en plus indispensable dans l'évolution de la vie terrestre, en agissant sur le bon fonctionnement des écosystèmes, le maintien de la biodiversité et le progrès humain (**Hawksworth, 1991**). Ils contribuent à la préservation de l'équilibre biologique de la nature, en dégradant de nombreux déchets organique grâce à leur richesse en enzymes (**Lamaison & Polese, 2005**). Les champignons, omniprésents dans l'environnement se retrouvent sur tous les continents, à toutes les latitudes, et prolifèrent dans tous les écosystèmes. Ils ont une répartition mondiale depuis les régions polaires jusqu'aux régions tropicales (**Bouchet et al., 2005; Després, 2012; Prescott et al., 2013; Raven et al., 2014**). La fonge, équivalent de la faune et de la flore, désigne l'ensemble des champignons d'un pays, d'une région, d'un écosystème ou d'un habitat (**Després, 2012**). Les champignons forment un règne par eux-mêmes, ce sont des êtres vivants qui ne peuvent effectuer la photosynthèse, se nourrissent par l'absorption de matière organique élaborée soit par les végétaux ou par les animaux (**Larivière & Miron, 2014b**). Les champignons comestibles sont une précieuse source de nourriture. En effet, leur richesse en protéines, en minéraux et en vitamines est très appréciée, tout en ayant une faible teneur en matières grasses. En raison de leurs diverses propriétés médicinales, les champignons sont utilisés en médecine traditionnelle et alternative depuis des millénaires dans de nombreuses régions du monde (**Tietel & Masaphy, 2018**). La culture de certains champignons comestibles est tout à fait réalisable, mais cela n'a pas encore été accompli pour d'autres (**Dias & de Brito, 2017; Xiong et al., 2017**).

La répartition des espèces fongiques en fonction de leurs modes trophiques est influencée par des facteurs biotiques et abiotiques. Le climat méditerranéen est très favorable à la fructification des macro-champignons. L'environnement de Tlemcen est caractérisé par la grande diversité des écosystèmes ainsi que par une aridité croissante du Nord au Sud. Les forêts de Tlemcen possèdent une fonge riche et diversifiée, mais reste peu étudiée.

La documentation sur les macromycètes de Algérie est limitée, avec un petit nombre d'ouvrages consacrés à la description des espèces recensées et à leurs activités biologiques. En se référant au catalogue réalisé par **Keddad & Bouznad (2018)** le premier inventaire sous forme de travail de recherche décrivant la quasi-totalité des études rédigées sur la flore fongique Algérienne depuis 1799 et enregistrant par conséquent 2105 espèces.

INTRODUCTION GENERALE

Depuis des siècles, les gens se servent de compléments alimentaires et de médicaments à base de produit naturel pour soigner les maladies et soulager la douleur, ce qui permet d'envisager avec beaucoup d'optimisme la découverte de nouveaux médicaments efficaces **(Reynolds et al., 1995; Murshid et al., 2022)**. Les champignons supérieurs et les truffes sont considérés comme ressources naturelles intéressantes, elles font l'objet d'une attention particulière depuis quelque temps en raison de leur grand potentiel d'exploitation pour la découverte et le développement de nouveaux composés bioactifs. Aussi ils sont reconnus comme des sources alternatives d'agents ayant des effets bio-thérapeutiques. Le fait que les médicaments obtenus à partir de champignons soient utilisés depuis l'antiquité permet de mieux connaître leurs effets secondaires **(Çayan et al., 2021)**.

Cependant, le développement d'un médicament à partir de sources naturelles nécessite un processus de traitement approfondi. La toxicité de la molécule en question est un facteur clé lors de la conception d'un médicament, et l'activité hémolytique représente un point de départ utile à cet égard, car elle fournit les principales informations sur l'interaction entre les molécules et les entités biologiques au niveau cellulaire. L'activité hémolytique de tout composé est un indicateur de la cytotoxicité générale envers les cellules saines normales **(Kumar et al., 2011)**.

- ❖ Pour tous ces motifs, notre étude a pour objectifs :
 - D'étudier la diversité des champignons supérieurs sauvages et de les identifier afin de contribuer à l'inventaire des macro-champignons dans la région de recherche ainsi qu'à l'échelle nationale afin d'obtenir une connaissance de base de leur richesse ;
 - La recherche d'éventuelles nouvelles espèces non répertoriées dans toute l'Algérie ;
 - La détermination des principales classes de constituants chimiques ainsi que l'évaluation des activités biologiques ;
 - Contribution à la valorisation de la fonge Algérienne d'intérêt thérapeutique.
- ❖ L'approche de ce travail est brièvement décrite dans les éléments suivants :
 - Le premier volet est une synthèse bibliographique portant sur les notions de base sur les champignons supérieures. Ensuite, des données générales sur les métabolites secondaires notamment les composés phénoliques, les terpènes et les alcaloïdes et une description synthétique sur les activités biologiques.

INTRODUCTION GENERALE

- Le second volet, sera consacré au matériel et méthodes pour mener à bien cette œuvre :
- ✓ Le premier grand chapitre sur l'identification morphologique comprenant la reconnaissance macro- et microscopique des champignons supérieurs recensés.
- ✓ Le grand deuxième chapitre portera sur :
 - 1 L'extraction et la préparation d'extraits des champignons analysés ;
 - 2 Le screening myco-chimique des différents extraits préparés et dosage quantitatif des sucres (totaux et réducteurs), des composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, flavanols et tanins condensés), des saponines, des triterpénoïdes et la détermination du β -carotène et du lycopène ;
 - 3 Des analyses par GC-MS pour des extraits sélectionnés ;
 - 4 Investigation de l'effet hémolytique ;
 - 5 Recherche des effets antioxydants *in vitro* par différentes méthodes (CAT, DPPH, ABTS et FRAP) ;
 - 6 Recherche de l'activité anti-inflammatoire par la méthode d'inhibition de la dénaturation thermique des protéines et par le test d'hémolyse induit par la chaleur ;
 - 7 Evaluation d'éventuel effet inhibiteur des extraits sur l' α -amylase ;
 - 8 Recherche de l'activité anti-hémolytique.
- Dans le troisième volet, nous exposons en détail les résultats d'études ;
- A la lecture de ces résultats, une discussion est menée pour analyser l'intérêt des tests biologiques réalisés et pour interpréter l'action des effets des composés actifs ;
- Enfin, nous concluons ce travail en présentant les différentes perspectives de recherche.

Synthèse

bibliographique

Chapitre I. Les champignons supérieurs

1 Les champignons en quelques chiffres

1.1 La production mondiale de champignons

La production des champignons à l'échelle internationale a été mise à jour par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture en 2009. La Chine est le premier producteur (avec une production qui dépasse 1,5 million de tonnes en 2007, et en enregistrant une augmentation de l'ordre de 65% en 10 ans). Les États-Unis et le Canada se sont classés deuxième et troisième avec 390 000 et 81 500 tonnes, respectivement. Le champignon cultivé préféré par les consommateurs dans le monde est *A. bisporus* (champignon de Paris), suivi de *Lentinus edodes* (shiitake), *Pleurotus* spp (pleurotes), *Auricula auricula* (champignon de l'épi des bois), *Flamulina velutipes* (champignon d'hiver) et *Volvariella volvacea* (champignon de paille) (Aida et al., 2009).

1.2 Estimation du nombre d'espèces des champignons

Selon Bass & Richards (2011), les tentatives d'évaluation de la richesse fongiques sont confondues par plusieurs problèmes tel que l'incertitude quant au nombre d'espèces décrites, inventaires fongiques incomplets même à un niveau taxonomique élevé, grande diversité de taxons inconnus, niveaux élevés de conservation morphologique, et connaissance incomplète de leur distribution écologique et biogéographique. La question de savoir combien d'espèces de champignons a donné lieu à de nombreuses spéculations, les chiffres donnés par (Hawksworth & Lücking, 2017) révèlent une disponibilité de champignons allant de d'un demi-million à 10 millions, et dans un cas extrême de 1 billion. Le nombre réel de champignons est encore inconnu, cependant, les chercheurs estiment un nombre compris entre 1,5 à 5,1 millions d'espèces de champignons sur Terre, mais seulement moins de 10% d'entre elles ont été décrites et identifiées (Laurent, 2010; Hawksworth, 2012; Raven et al., 2014; Watkinson et al., 2016; Zhang et al., 2017). Les champignons non encore connus représentent des trésors potentiels (Nabors, 2008) et leur classification est une tâche difficile en raison de leur grande hétérogénéité (Yarza et al., 2017). Cette estimation mondiale repose principalement sur les ratios plante vasculaire: champignon (1/6) et qu'il existe 270 000 espèces de plantes vasculaires et donc, on estime à 1,6 million de champignons. Ainsi, l'estimation révisée de près de 3,8 millions d'espèces fongiques basée sur un rapport champignon : plante actualisé de (9,8/1) avec 380 000 espèces de plantes vasculaires (Hawksworth, 1991; Mora et al., 2011; Hawksworth & Lücking, 2017).

Les approches de type ratio ont été fortement critiquées par **Mora et al. (2011)** parce que les ratios estimés localement entre les taxons peuvent être cohérents ou non à l'échelle mondiale.

De nouvelles estimations basées sur des données acquises à partir de plusieurs méthodes moléculaires ont toutefois prédit jusqu'à 5,1 millions d'espèces de champignons (**Blackwell, 2011; O'Brien et al., 2005**). L'estimation de 1,5 million d'espèces paraît prudente et bien acceptée par **Hawksworth & Lücking (2017)**.

1.3 Où sont les champignons non décrits?

Les champignons non décrits peuvent être présents dans des pays, des hôtes, des habitats, des niches ou des tissus mal étudiés et sont surtout des micro-fongiques (**Wang et al., 2008 ; Hawksworth & Lücking, 2017**), en plus de leur présence dans des zones géographiques et des habitats écologiques largement méconnus et peu explorés, en particulier dans les régions tropicales et les points chauds de la biodiversité. Il peut y avoir aussi des espèces cryptiques, se produisant dans l'environnement, mais ne se manifestent habituellement pas par des structures discernables autres que les hyphes microscopiques et les mycéliums. Donc on peut dire que de nombreux champignons sont microscopiques ou ont des cycles de vie cryptiques qui rendent la détection difficile (**Hibbett et al., 2016**).

1.4 Les fossiles des champignons

Les fossiles d'organismes pluricellulaires sont beaucoup plus faciles à observer que ceux d'organismes plus simples. L'histoire de la vie terrestre est donc beaucoup mieux documentée depuis leur apparition (**Raven et al., 2014**). Il existe des fossiles de champignons en nombre très limité car sont dépourvus de structures résistantes, environ 500 fossiles, ils datent pour la plupart du Tertiaire (-65 à -2,6 millions d'années) et du Crétacé (-145 à -65 millions d'années) (**Martin, 2014**). Un fossile rare d'un agaric datant au minimum d'environ 113-120 millions d'années, découvert en Brésil avec un chapeau de seulement 10 mm de diamètre porté sur une tige de 34 mm de longueur (**Crane et al., 2017**). Jusqu'à présent, les plus anciens champignons fossiles non contestés sont des spécimens du chert Rhynie d'Écosse d'âge de 407 millions d'années (**Strullu-Derrien et al., 2014**).

1.5 Estimation d'âge des champignons

Les horloges moléculaires calibrées par les fossiles sont les seuls outils disponibles pour estimer le moment des événements évolutifs dans les groupes pauvres en fossiles, tels que les champignons (**Berbee & Taylor, 2010**). Des estimations d'horloge moléculaire suggèrent que les premiers Basidiomycota sont apparus pendant le Paléozoïque, il y a environ 500 millions d'années. D'autres hypothèses suggèrent une origine encore plus ancienne en fonction des points d'étalonnage utilisés (**Taylor et al., 2015**).

Kohler et al., (2015) ont rapporté que les Agaricomycetes sont apparus il y a 350 millions d'années, alors que **Heckman et al., (2001)** ont publié des estimations d'âge pour la colonisation de la terre par des lignées fongiques choquante pour les mycologues parce qu'ils étaient plus âgés que les premières preuves fossiles (Ascomycètes et Basidiomycètes divergés il y a 1,2 milliards d'années).

1.6 De plus petit au plus gros, de l'invisible au géant

Du point de vue taille, les plus petits champignons connus sont des microorganismes unicellulaires, les microsporidies (*Microsporidiomycota*), des levures parasites intracellulaires rassemblent plus de 3000 espèces, leurs spores mesurent de 1 à 4 microns, une taille voisine des bactéries. Les plus grosses fructifications récoltées atteignent plusieurs mètres, alors que certaines vesses-de-loup, *Calvatina gigantea* dépassent 2 m de circonférence et pèsent plus de 20Kg (**Martin, 2014**). L'estimation d'âge la plus conservatrice d'une souche d'*Armillaria ostoyae* qui pèse 600 tonnes est de 1900 ans (entre 1900 et 8650 ans) sur une forêt mixte de conifères située dans les Blue Mountains du Nord-Est de l'Oregon, La superficie occupée est estimée à environ 900 à 965 hectares (**Ferguson et al., 2003; Nageleisen et al., 2010; Raven et al., 2014**). Une poche parente d'*A. solidipes*, *Armillaria gallica*, occupant 15 hectares dans le nord du Michigan. Selon **Raven et al. (2014)**, l'âge de ce champignon est estimé à 1 500 ans. Une armillaire de l'espèce *Armillaria solidipes* (*A. ostoyae*) âgée de plus de 2000 ans, était identifiée dans une forêt de l'Etat de Washington, sur la cote du nord-ouest américain, couvert plus de 600 hectares (**Martin, 2014**). **Smith et al., (1992)**, sur un site au Michigan, rapportent qu'un individu de *Armillaria bulbosa* (désigné par C1) occupe un minimum de 15 hectares et pèse plus de 10000 kg et a rapporté que cet individu de champignon est resté génétiquement stable pendant plus de 1500 ans. De son côté, **Anderson et al., (2018)** affirme que C1, sur son site d'origine est toujours en vie, mais qu'il est plus âgé et plus grand qu'initialement prévu, au moins 2500 ans et 100000kg respectivement.

2 Les caractéristiques du règne fongique

Plante ou animal, ni l'un ni l'autre, les champignons sont des êtres vivants présentant des caractéristiques morphologiques et biologiques si particulières que les scientifiques sont convenus de les classer dans un règne à part. Selon **Redeuilh et al., (2015)** et **Courtecuisse & Duhem, (2013)**, les champignons possèdent sept caractères fondamentaux en commun :

- Uni ou multicellulaires, eucaryotes (à ADN enfermé dans un noyau). Leurs chromosomes sont inclus dans un noyau, avec de nombreuses variations dans le nombre des noyaux.
- Hétérotrophes, incapable de produire leur propre matière organique, ils sont obligés de se nourrir aux dépens de constituants organiques préexistants.
- Absorbotrophe, Ils vivent directement sur leur nourriture ils se nourrissent en absorbant directement à travers leur paroi des aliments présents à l'état dissous dans le milieu (ils se nourrissent par absorption, les animaux ingèrent, les végétaux assimilent).
- Leur corps somatique (ou végétatif) est appelé thalle, également appelé mycélium chez les formes les plus évoluées. Un appareil végétatif filamenteux (sauf pour les levures) cloisonné ou non. Certains groupes (levures) possèdent une structure unicellulaire.
- Se reproduisant par des spores.
- Les spores étant non flagellée (ou exceptionnellement à un flagelle: Chytridiomycota) et les spores fongiques mobiles appelées zoospores ont un seul flagelle postérieur qui les pousse. Des exceptions à la structure uni flagellée des zoospores fongiques sont observées chez certains des champignons intestinaux anaérobies du Neocallimastigomycota qui produisent des spores avec de multiples flagelles, se reproduisent de manière asexuée dans l'estomac des herbivores par le biais de zoospores postérieurement uni-flagellées ou poly-flagellées.
- La paroi des cellules est formée de chitine, jamais de cellulose (**Ducreux, 2002; Perry et al., 2004; Bouchet et al., 2005; Sicard & Lamoureux, 2005; Roux, 2006; Marouf & Rynaud, 2007; Nabors, 2008; Nageleisen et al., 2010; Prescott et al., 2013; Larivière & Miron, 2014; Martin, 2014; McConnaughey, 2014; Raven et al., 2014; Lecointre & Guyader, 2016; Nasraoui, 2016; Watkinson et al., 2016; Townsend & Wang, 2017**).

Nous pouvons trouver aussi d'autres caractères en communs tel que, des réserves glucidiques sous forme de glycogène et la production d'un sucre spécifique, le tréhalose. Cette définition assez stricte entraîne que certains groupes jadis considérés comme des champignons ne font aujourd'hui plus partie du règne fongique (**Ducreux, 2002; Roux, 2006; Roland et al., 2008; Martin, 2014; Raven et al., 2014; Redeuilh et al., 2015**).

3 Structure des champignons supérieures

Leur variété morphologique s'étend de la simple cellule microscopique ellipsoïde, comme les levures, jusqu'aux plus gros champignons terrestres basidiomycètes. Les champignons vivent discrètement, ils n'ont pas de tissus et par conséquent ils ne possèdent ni racines, ni tiges, ni feuilles, ni système vasculaire. Ils sont dépourvus de vaisseau ou de canaux qui permettent la circulation d'un liquide (la sève chez les végétaux ou le sang chez les animaux). Ils présentent une structure végétative non différenciée (appelée thalle). Lorsque les conditions sont favorables, le mycélium produit des organes de fructification qui servent à générer et à disperser les spores (Nageleisen et al., 2010; Després, 2012; Lecointre & Guyader, 2016; Nasraoui, 2016).

3.1 Le mycélium

Les champignons ont une structure anatomique générale composée d'une partie végétative le mycélium et périodiquement on constate la présence d'organe de reproduction, c'est les fructifications (Fig. 1) (Laberche, 2010; Després, 2012). Il s'agit donc d'un thalle, ensemble de cellules végétatives ne forment pas un tissu et par conséquent pas d'organe différenciés. L'unité cellulaire de base pour la plupart des champignons décrits est l'hyphes, une cellule cylindrique multinucléée hautement polarisée. La polarisation cellulaire est nécessaire à la croissance des hyphes, bien que toutes les cellules polarisées fongiques ne soient pas des hyphes (Martin & Arkowitz, 2014 ; Diepeveen et al., 2018).

Les hyphes mycéliennes sont de longueur indéterminée et ont souvent un diamètre assez constant, mesurant de 1-2 à 30 μm (généralement 5-10 μm) (Nageleisen et al., 2010 ; Nasraoui, 2016). Dans quelques cas l'appareil végétatif reste unicellulaire, en particulier les levures (Courtecuisse & Duhem, 2013; Nasraoui, 2016). Ces filaments peuvent être organisés en deux types (Fig. 2):

- **Cénocytiques (Fig. 2)**, sont des siphons où on ne retrouve pas de cloisons les séparant les unes des autres, tous les noyaux sont répartis dans les filaments, ce cas relativement rare et limité à quelques groupes inférieurs des Chytridiomycètes encore aquatiques et des Zygomycètes dont la plupart vivent sur le sol, la spécificité de ce groupe est la croissance de mycélium rapide et la reproduction sexuée qui se fait par fusion de gamétocytes (Roland et al., 2008 ; Laberche, 2010).
- **Cloisonnés (Fig. 2)**, on appelle une cellule cloisonnée lorsqu'elle est bien délimitée par une cloison. Les filaments sont considérée comme des hyphes (Laberche, 2010).

Elles sont souvent ramifiées en différentes directions et se développent à la surface et/ou à l'intérieur du substrat à partir duquel elles se nourrissent. La masse des hyphes est donc appelée mycélium (Nasraoui, 2016). De ce fait, un mycélium formé par des filaments cloisonnés sont appelés Septomycètes (septum=cloison) (Roland et al., 2008).



Figure 1: Le vocabulaire descriptif des champignons supérieurs (Eyssartier & Roux, 2017)

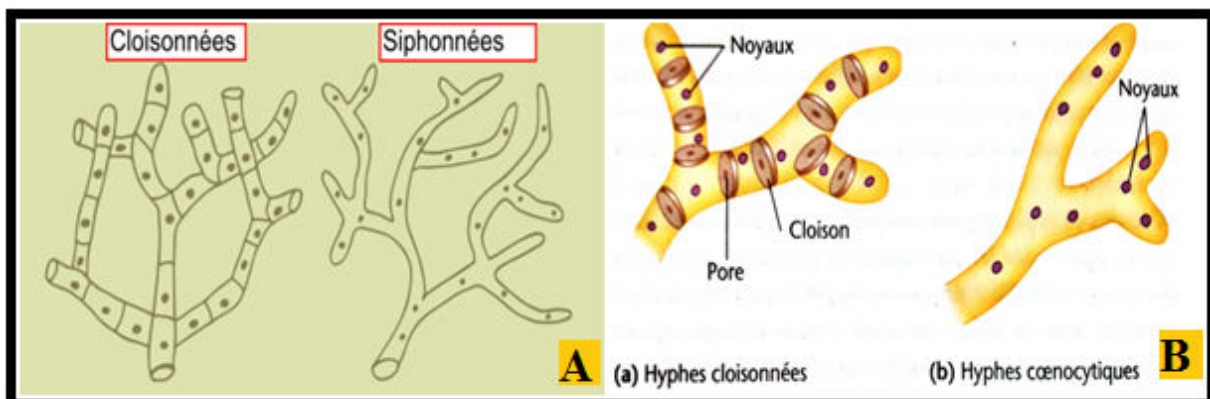


Figure 2 (A-B): Forme des hyphes (Nabors, 2008; Després, 2012).

Les hyphes grandissent très rapidement, l'extrémité de l'hyphe est capable d'exercer une force physique et peut donc croître à travers des substrats solides, tandis que la plupart des microbes n'ont accès qu'à la surface de ces ressources. L'organisation des hyphes en réseau permet aux champignons de coloniser leur environnement de manière très flexible, ils peuvent simultanément exploiter plusieurs ressources séparées dans l'espace (**Courtecuisse & Duhem, 2013; Nasraoui, 2016; Naranjo-Ortiz & Gabaldón, 2020**). L'exploitation efficace des nutriments et la production de métabolites secondaire génèrent un territoire, dans lequel il exerce un contrôle écologique sur d'autres micro-organismes (**Naranjo-Ortiz & Gabaldón, 2020**).

Dans les environnements naturels, les réseaux mycéliens sont soumis à des dommages physiques et à des attaques par des fongivores. Les champignons peuvent aussi réagir aux attaques par la restructuration du réseau, ce qui permet une meilleure résilience (**Fricker et al., 2017**). En fin, il peut être considéré comme une source de nourriture pour une grande variété d'organismes du sol : bactéries, moisissures, nématodes, collemboles, insectes et larves d'insecte (**Larivière & Miron, 2014b**).

3.2 Paroi cellulaire

La paroi cellulaire est unique et consistante en une matrice polymérique bien définie et située juste à l'extérieur de la membrane plasmique. Elle ne contient pas de lignine, ni de cellulose. Ce sont des composées de polysaccharides, de protéines ou de lipides dont la caractéristique unique est la présence de chitine (β -1,4-homopolymères liés de N-acétyl-glucosamine microcristalline), qui favorise la rigidité, le soutien structural (**Martin, 2014 ; McConnaughey, 2014**) et parfois de bêta-glucane, qui assurent leur résistance (**Després, 2012**). De ce fait, la valeur nutritionnelle des champignons, des fruits de mer et des insectes est en étroite relation avec l'importance de la présence de chitine elle-même, et de chitinase dans le système digestif humain (**Muzzarelli et al., 2012**).

3.3 Membrane plasmique

Le constituant principal des membranes plasmiques des cellules fongiques est l'ergostérol, qui est similaire au cholestérol présent dans les membranes des cellules de mammifères, les médicaments qui agissent sélectivement sur l'ergostérol sont parmi les agents les plus couramment utilisés pour traiter les infections fongiques (**McConnaughey, 2014**).

3.4 Le sporophore (sporocarpe)

La production des sporophores (Fig. 1) est probablement la plus grande transition morphogénétique du cycle de vie des champignons (Sipos et al., 2017). Les champignons fabriquent à l'avance leurs réserves en les accumulant dans les cellules des hyphes sur une période de quelques mois et même de quelques années. Au moment de l'apparition du champignon, le mycélium se vide au profit de la fructification (Larivière & Miron, 2014b). Le plus souvent formé de trois composantes principales : un pied (la tige), un chapeau (le carpophore) et une partie fertile située sous le chapeau appelée hyménophore, la surface de ce dernier, l'hyménium, est parsemée de cellules reproductrices qui produisent les spores (les asques et les basides). Cet hyménium est à lamelles (amanites), à plis (les chanterelles), à aiguillons (pied-de-mouton), à tube (bolets), à cotes (gyromitre), à alvéoles (les morilles). Certaines espèces, comme les vesses-de-loup et les sclérodemes, ont des sporophores très différents (Després, 2012; Martin, 2014).

3.5 Le chapeau

Partie supérieur de carpophore, caractérisées par ses dimensions, ses couleurs, sa forme, sa surface, son bord (Knudsen & Petersen, 2005; Redeuilh et al., 2015).

3.6 Le pied

Partie de champignon sur laquelle repos le chapeau, caractérisé par sa forme, sa position (central ou excentré), creux ou plein (Knudsen & Petersen, 2005; Redeuilh et al., 2015).

3.7 La chaire

Caractérisée par son goût, odeur, sa texture, consistance et sa couleur, (Redeuilh et al., 2015).

3.8 Les spores

Ce sont des cellules microscopiques, uni-ou multicellulaires avec diverses formes et tailles variantes, elles peuvent se former à travers une voie asexuée ou sexuée après fécondation. Les spores servent à la transmission des champignons dans l'espace et dans le temps dans de nouveaux lieux et leur permettent de survivre dans des conditions difficiles telles que des milieux secs ou froids (Nabors, 2008; Després, 2012; Nasraoui, 2016; Watkinson et al., 2016).

Les spores présentent des caractéristiques particulières : paroi épaisse, souvent pigmentée, contiennent une faible concentration en eau, en protéines et une forte concentration en composés énergétiques (lipides, glycogène...) (Nageleisen et al., 2010; Watkinson et al., 2016). Elles sont formées sur les lamelles, dans les tubes, sur les aiguillons, dans les asques, les périthèces qu'on retrouve sur le chapeau des phalles ou à l'intérieur du carpophore (vesses-de loup) (Knudsen & Petersen, 2005a). Les espèces sauvages apparentées d'*Agaricus bisporus* peuvent libérer 31 000 spores par seconde, soit 2,1 milliards de spores par jour. De son côté, un seul basidiome d'*Agaricus campestris* peut déverser 2,7 milliards de spores par jour et *Ganoderma applanatum* jusqu'à 30 milliards (Watkinson et al., 2016).

- ❖ **Les spores sexuées** : elles transmettent des versions de gènes recombinaisonnels à partir de souches parentales, souvent protégées à l'intérieur de fructification, correspondent à un stade de résistance aux conditions défavorable. Les champignons produisent trois types de spores sexuelles: les basidiospores (Basidiomycota), les ascospores (Ascomycota) et les zygospores (zygomycètes), font partir des caractéristiques déterminantes majeures (Nageleisen et al., 2010; Watkinson et al., 2016).
- ❖ **Les spores asexuées** : produites par voie végétative, se forment soit à partir des hyphes des mycélium soit de ceux des carpophores. Les conides, ou les bourgeonnantes servant à la multiplication de certaines espèces, de sorte que les spores sont des clones du mycélium parental. Elles germent dès que les conditions s'y prêtent. La plupart des basidiomycètes ne produisent pas ou peu de spores asexuées et les basidiospores sont alors leur principale mode de dispersion (Nageleisen et al., 2010; Grunert & Grunert, 2013; Watkinson et al., 2016).

4 Place des champignons entre les vivants

Auparavant les êtres vivants ont été divisés en deux règnes animaux et végétaux, les bactéries et les champignons faisaient traditionnellement partie du règne des végétaux. L'Américain Robert Whittaker classe en 1969 les champignons dans un règne à part (Guignard & Dupont, 2004; Lamaison & Polese, 2005; Martin, 2014). La prédiction de Fries en 1825 que les champignons constituent le deuxième plus grand groupe d'organismes dans le monde après les insectes est donc maintenue (Fries, 1825; Hawksworth, 1991). Comme les animaux, ils sont hétérotrophes vis-à-vis du carbone, ils accumulent le glycogène sous forme de réserve d'énergie à l'opposition des végétaux où l'amidon remplit cette fonction. Ils ne possèdent pas de chloroplaste, se nourrissent par absorption et non par ingestion. Ils vivent directement sur leur nourriture (Després, 2014; Martin, 2014; McConnaughey, 2014).

Donc il existe une relation phylogénétique étroite entre les animaux et les champignons, à l'exclusion des végétaux (**Medina et al., 2003**). En se fondant sur des analyses de l'ADN, certains scientifiques pensent même que les champignons sont plus proches des animaux que des végétaux (**Nabors, 2008**). D'après **Roland et al. (2008)**, ils se distinguent fondamentalement des Algues par l'absence de chlorophylle et de plastes (**Tableau 1**). La distinction entre les protozoaires et les champignons n'a jamais présenté de tels problèmes. Les crêtes mitochondriales tubulaires distinguent généralement les protozoaires des animaux, des plantes et des champignons (**Blackwell & Powell, 2001**). Les mycétozoaires sont des phagotrophes, par contre, les champignons ne le sont jamais. En plus les mycétozoaires ont des crêtes mitochondriales tubulaires comme la plupart des protozoaires. Ainsi, l'ultrastructure, la chimie des parois, le mode de nutrition et les séquences macromoléculaires sont autant de preuves que les mycétozoaires sont des protozoaires et non des champignons (**Cavalier-Smith, 1993**). D'un autre côté, les protozoaires manquent de collagène, de chitine, de tissus ou de substances caractéristiques des métazoaires. En général, les protozoaires ne produisent pas d'amidon ou de cellulose (les dinoflagellés constituent une exception), mais ni les métazoaires, ni les champignons ne le font (**Blackwell & Powell, 2001**).

Tableau 1 : Comparaison des caractéristiques des vivants pluricellulaires (**Després, 2012**)

| | Plantes | Champignons | Animaux |
|---|---|-----------------------------|--|
| Mode de nutrition | Autotrophes photosynthétiques (à l'exception de certaines plantes comme les monotropes) | Hétérotrophe par absorption | Hétérotrophe par ingestion |
| Propagation | Graines ou spores | Spores | Embryons issus de la fécondation d'un ovule par un spermatozoïde |
| Composition de la paroi cellulaire | Cellulose et lignine | Chitine | Absence de paroi cellulaire, présence de membrane plasmique |
| Substance de réserve | Amidon | Glycogène | Glycogène |

5 Organisation taxonomique et classification

La taxonomie fongique est un domaine très actif où la nomenclature, la classification peuvent changer rapidement en fonction des nouvelles technologies. Les caractères de la classification sont passés de la morphologie, la physiologie, la biochimie et plus récemment les séquences de protéines et d'ADN, appelée phylogénie moléculaire (**Zhang et al., 2017**). Depuis ce jour, de nombreux groupes traditionnels ont été réorganisés et renommés et l'affectation de milliers d'espèces reste en constante évolution (**Hibbett et al., 2016; Watkinson et al., 2016**).

5.1 En fonction des caractères morphologiques

Dans la taxonomie traditionnelle, les champignons ont été classés principalement en fonction de leurs caractères morphologiques (**Zhang et al., 2017**), avec le développement des techniques de microscopie électronique, des ultrastructures fongiques ont été employées (**Guarro et al., 1999; Roque & Antony, 2010; Höög & Antony, 2007**).

5.2 En fonction des caractères biochimiques et physiologiques

Bien que la morphologie apparente et d'autres caractères phénotypiques soient à la base de la taxonomie fongique, certains caractères sont instables et fournissent des informations limitées. De nombreuses techniques biochimiques et physiologiques ont été mises en œuvre dont parmi on cite les tests chimiques et la recherche des métabolites secondaires (**Guarro et al., 1999. Zhang et al., 2017**).

5.3 Systématique phylogénétique (basé sur un ou certains gènes)

L'utilisation d'approches phylogénétiques moléculaires est essentielle pour faire progresser la compréhension de la systématique des Fungi. Parmi les marqueurs phylogénétiques, le gène de l'ARNr 18S apparaît actuellement comme le candidat le plus important (**Yarza et al., 2017**).

À l'heure actuelle, les génomes de 707 différentes espèces d'eucaryotes, dont 54 animaux unicellulaires (Protozoaire) ou algues, 300 métazoaires (animaux multicellulaires), 137 plantes et 216 champignons ont été séquencés à différents niveaux de complétion et d'assemblage (**Richard, 2020**). Le premier génome fongique étudié a été celui de *Saccharomyces cerevisiae* et qui a été publié en 1996, par la suite, le premier génome de Basidiomycète qui a été rapporté est celui d'une pourriture blanche (*Chrysosporium phanerochaete*) (**Zhang et al., 2017**).

5.4 Concept de l'espèce phylogénétique et (ITS)

La région de l'espaceur interne transcrit de l'ADNr (ITS) a été acceptée comme marqueur de codage de l'ADN (DNA barcoding) pour les champignons et a largement servi dans les études phylogénétiques (**Herr et al., 2015**). La région ITS est communément la plus séquencée (**Schoch et al., 2012; Lindner et al., 2013**). Elle s'étend généralement sur 500 à 700 bases, code trois sous-unités de L'ARN ribosomal (18S [petite sous-unité (SSU)], et 5,8S et 28S [grande sous-unité (LSU)] rRNA) et des régions intermédiaires identifiées comme ITS1 et ITS2. Les deux espaceurs et le gène codant la sous-unité 5.8S du ribosome sont appelés la région ITS (**Watkinson et al., 2016; Nilsson et al., 2019**). Pour les eucaryotes deux ITS existe, L'ITS1 est situé entre les gènes 18S et 5.8S d'ARNr, alors que l'ITS2 est compris entre les gènes 5.8S et 28S d'ARNr chez les opisthocontes (**Lafontaine & Tollervey, 2001; Sarvananda, 2018**). Chez les ascomycètes et les basidiomycètes, ces marqueurs ne sont habituellement qu'informatifs sur les niveaux taxonomiques au-dessus des espèces, et parfois des genres parce qu'il est possible que les séquences SSU et LSU ne varient pas ou trop peu pour permettre une détermination solide (**Nilsson et al., 2019**). Trois bases de données de référence ITS couvrant le royaume fongique sont disponibles : INSDC, UNITE et Warcup ITS (**Nilsson et al., 2019**).

6 Les règnes des vivants et La royaume Fungi

Le système des cinq royaumes de Whittaker (1969) a été rapidement accepté et adopté par les chercheurs. De ce fait un royaume Fungi (comprenant les myxomycètes et les oomycètes) a été créé et séparé des royaumes de Animalia, Monera (bactéries et cyanobactéries), Plantae et Prostista (**Hawksworth, 1991; Cavalier-Smith, 1998; Cavalier-Smith, 2004**).

Selon **Ruggiero et al., (2015)**, un niveau de classification supérieur de deux empires ou super-royaume avec sept royaumes : Prokaryota (Bacteria et Archaea) et Eukaryota (Protozoa, Chromista (Eucaryotes unicellulaires, généralement appelés protistes), Fungi, Plantae, Animalia (Metazoa), qui est une extension pratique du schéma des six royaumes de Cavalier-Smith. Cette classification n'est ni phylogénétique ni évolutive, mais représente plutôt un consensus. Les champignons (Fungi) sont classés en 7 phylums (divisions ou embranchement), basé sur le mode de reproduction. Ces divisions comprennent: Ascomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota, Microsporidia et Neocallimastigomycota. Les caractéristiques les plus importants des six embranchements sont résume dans le (**Tableau 2**).

Tableau 2 : Principales caractéristiques des embranchements des mycètes (Raven et al., 2014)

| Embranchements | Nature des hyphes | Mode de reproduction | Types de spores sexuées |
|----------------|---|--|---------------------------------------|
| Microsporidies | Unicellulaires | Spores non mobiles | Spores non mobiles |
| Chytrides | Non cloisonnées, cénocytiques | Zoospores | Aucune |
| Zygomycètes | Non cloisonnées, cénocytiques | Spores non mobiles (sporangiospores) | Zygosporangium (dans un zygosporange) |
| Glomeromycota | Non cloisonnées, cénocytiques | Spores non mobiles | Aucune |
| Ascomycota | Cloisonnées ou unicellulaires | Bourgeonnement, conides (spores non mobiles), fragmentation | Ascospores |
| Basidiomycota | Cloisonnées avec dolipore chez beaucoup d'espèces | Bourgeonnement, conides (spores non mobiles, y compris urédospores), fragmentation | Basidiospores |

La classification phylogénique de **Hibbett et al., (2007)** est la plus acceptée (**Fig. 3**). L'état des connaissances actuelles de la phylogénie, donnant un autre aperçu des principaux clades en neuf phylums, peuvent être définis : Opisthosporidia, Chytridiomycota, Neocallimastigomycota, Blastocladiomycota, Zoopagomycota, Mucoromycota, Glomeromycota, Basidiomycota et Ascomycota (**Naranjo-Ortiz & Gabaldón, 2019**).

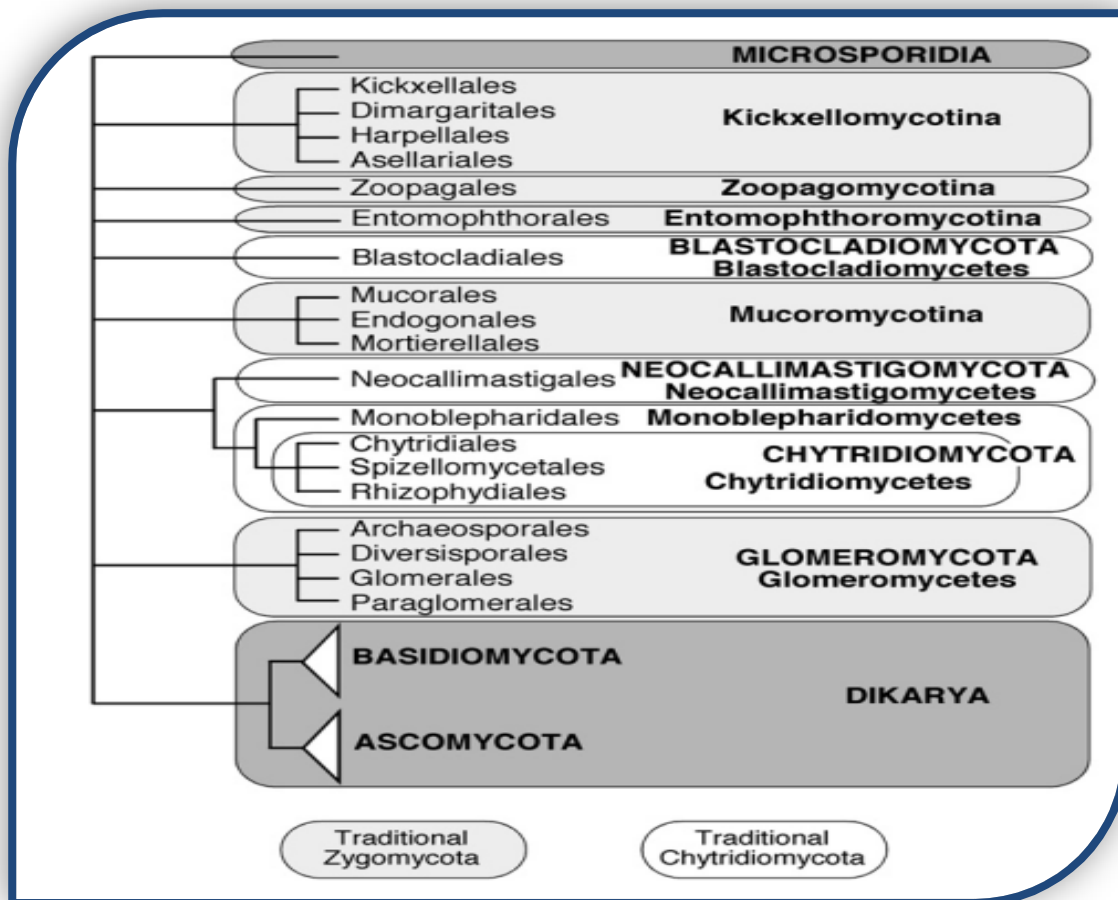


Figure 3: Classification phylogénique des champignons (Hibbett et al., 2007)

7 Dikarya

Les Ascomycota et les Basidiomycota ont été résolus en tant que taxons sœurs, ils forment le sous-règne Dikaryon, appelés aussi Dikaryomycota (Taylor et al., 2015; Gladieux et al., 2017). Le nom Dikarya souligne une caractéristique étonnante de reproduction, dans laquelle deux noyaux compatibles sont réunis par fusion cytoplasmique (plasmogamie) sans fusion nucléaire. La caryogamie ne se produit qu'à l'intérieur du basidium, conduisant à la formation d'un zygote qui subit immédiatement une division méiotique (Prescott et al., 2013; Taylor et al., 2015). Des études basées sur SSU ADNr et des analyses combinées soutiennent la relation de groupe sœur Ascomycota et Basidiomycota (Medina et al., 2003). Elle abrite environ 98% des champignons décrits par la littérature (Stajich et al., 2009).

Blackwell, (2011) déclare qu'il ne fait aucun doute que les ascomycètes et les basidiomycètes (Dikarya) constituent la grande majorité de la diversité fongique. Bass & Richards (2011) ajoutent que cela est certainement vrai en termes d'espèces décrites, mais n'est pas nécessairement vrai lorsque l'on considère l'ensemble du royaume des champignons.

7.1 Les ascomycètes

Les ascomycètes constituent le groupe le plus vaste car ils présentent la plus grande complexité morphologique de tous les groupes de champignons, plus de 30 000 espèces qui vivent de façon indépendante et de près de 60 000 espèces si on compte également celles impliquées dans les lichens (Tiévant, 2001; Taylor et al., 2015 ; Watkinson et al., 2016), y compris les espèces appartenant à quatre genres, qui ont aidé les chercheurs à gagner des prix Nobel (Penicillium, Neurospora, Saccharomyces et Schizosaccharomyces) (Stajich et al., 2009). Levures, truffes, les morilles, les helvelles, les pezizes ainsi que de nombreuses moisissures constituent les Ascomycètes (Lecointre & Guyader, 2016). Les Ascomycotina se caractérisent par la production d'un asque, structure à parois minces contenant généralement 8 ascospores, mais parfois aussi peu que 1 à 4 ou autant que 12 à 70 ascospores. L'Asque est à l'intérieur d'un corps de fructification appelé ascocarpe (ascoma). À maturité, l'Asque éclate, libérant les ascospores dans l'environnement (Cousin, 2014).

7.1.1 Groupes taxonomiques au sein d'Ascomycota

L'Ascomycota est un phylum monophylétique, qui comprend le sous-phylum Saccharomycotina (levures bourgeonnantes), la Pezizomycotina (des champignons filamenteux) et la Taphrinomycotina (Archiascomycètes) (Stajich et al., 2009; Watkinson et al., 2016).

❖ **Saccharomycotina (levures ascomycètes) :** Saccharomycotina, constituée de levures unicellulaires, caractérisé par division par bourgeonnement ou par scission (fission), ont joué un rôle important dans les activités humaines pendant des millénaires; des documents du Moyen-Orient et de la Chine décrivent la fabrication du pain il y a 8 000 à 10 000 ans. Aucun membre de la Saccharomycotina ne produit de fructification mais ils forment des asques nus et comprend un genre pathogène qui le genre Candida (Berman, 2012 ; Taylor et al., 2015).

❖ **Taphrinomycotina :** Ce sous-phylum contient cinq classes: schizosaccharomycètes, pneumocystidiomycètes, néolectomycètes, taphrinomycètes et archaeorhizomycètes (Berman, 2012 ; Taylor et al., 2015 ; Watkinson et al., 2016).

❖ **Pezizomycotina :** Ce sont des ascomycètes filamenteux et des Eu-ascomycètes, avec des hyphes cloisonnés, des fructifications morphologiquement distincts. Ils abritent presque tous les ascomycètes qui protègent leurs asques (Taylor et al., 2015).

Ce sous-phylum englobe les saprophytes qui se développent sur des tissus des végétaux ligneux et non ligneux, ainsi que sur des excréments d'herbivores. Ils sont considérés comme les parasites de plantes et d'animaux, en particulier des invertébrés, en plus ils peuvent créer des partenariats et des symbioses avec les lichens et des mychorizes. La variété qui produit des carpophores est remarquable. Dans la nature on peut rencontrer divers types d'apothécies et ils incluent les morilles et les truffes (Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015).

7.1.2 Cycle biologique

Il est impossible de détailler un cycle de vie unique applicable à toutes les espèces d'Ascomycota (Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015; Watkinson et al., 2016). Elles sont capables de se reproduire de façon asexuée et sexuée (Fig. 4). Les spores asexuées d'ascomycètes, appelées conidies, ne se forment pas dans les sporanges mais elles se forment à l'extrémité modifiées appelées conidiophores, souvent ces conidies contiennent plus d'un noyau (Nabors, 2008). La reproduction sexuée entraîne la formation d'asques (Fig. 4).

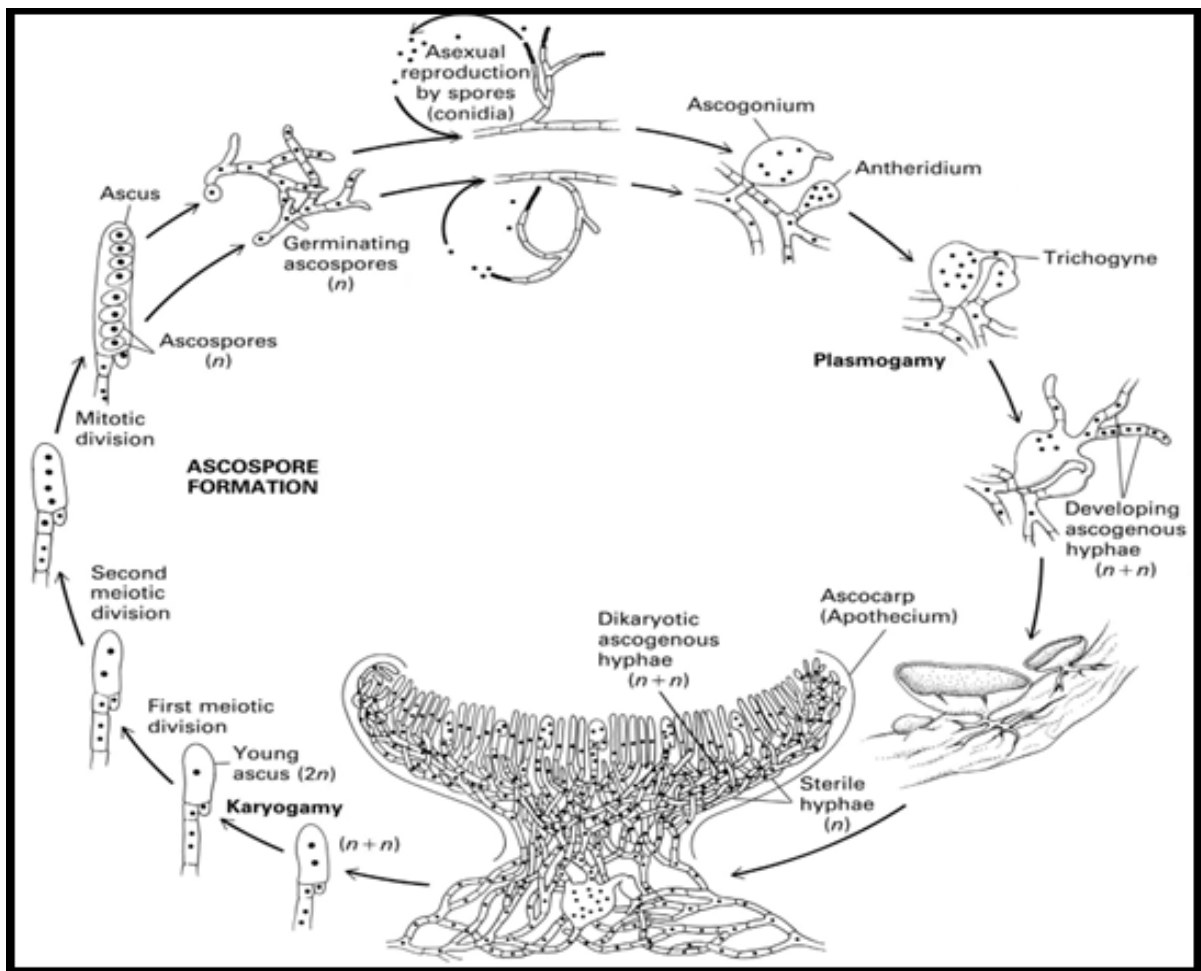


Figure 4 : Le cycle biologique typique d'un ascomycète filamenteux (Prescott et al., 2013)

L'asque est une cellule allongée à l'intérieur de laquelle se forment les spores de reproduction sexuée ou ascospores, cette formation débute lorsque deux souches de type sexué opposé développent des hyphes ascogènes dans lesquels migrent des paires de noyau. Dans chaque paire, il y a un noyau provenant d'un mycélium anthéridie (male) et un autre ascogone (femelle). Des milliers d'asques peuvent être assemblés étroitement dans une structure de fructification en forme de coupe ou de bouteille appelée ascocarpe. Lorsque les ascospores mûrissent, elles sont souvent libérées de l'asque avec force. Si l'ascospore mature est secouée, il peut émettre une bouffée de poussière faite de milliers d'ascospores. Lorsqu'elles trouvent un terrain adéquat, germent et recommencent le cycle (**Maublanc, 1995; Bonnefoy et al., 2002; Tiévant, 2001; Roland et al., 2008; Prescott et al., 2013**).

7.2 Les Basidiomycètes

Les basidiomycètes constituent un groupe monophylétique, dont on peut rencontrer des champignons comestibles et vénéneux (**Nabors, 2008**). Le phylum des basidiomycètes représente environ 34% à 37% des champignons décrits, leur nombre est estimé entre 30 000 à 31000 espèces décrites. Les analyses phylogénétiques moléculaires sont efficaces pour séparer la majorité des Basidiomycota des autres champignons, comprennent trois sous-phylum, Pucciniomycotina, Ustilaginomycotina et Agaricomycotina (**Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015; Watkinson et al., 2016**). Les basidiomycètes ont le potentiel de former de gros mycélium, décomposent les débris végétaux en particulier la cellulose et la lignine, ayant des stratégies écologiques très divers allant des ectomycorhizes et des phytopathogènes aux saprophytes (**Kjøller & Rosendahl, 2014; Taylor et al., 2015**). Elles comportent des espèces dont l'appareil de fructification (carpophore), est massif et de formes très caractéristiques (**Roland et al., 2008; Prescott et al., 2013**). Toutefois, les Basidiomycètes primitifs n'élaborent pas de carpophores, ce sont des parasites dont parmi on cite l'agents des charbons et des rouilles qui frappent certains végétaux vasculaires (**Roland et al., 2008; Prescott et al., 2013**).

7.2.1 Cycle biologique

La reproduction chez les basidiomycètes peut être sexuée (**Fig. 5**) avec formation de basidiospores, (petits appendices portant à leurs sommets un, deux ou plus de quatre spores haploïdes) résultant d'une méiose. Les spores se forment à l'extérieur d'une cellule appelée baside, à laquelle elles sont raccordées par des petites tiges nommées stérigmates (**Raynal-Roques, 1994; Bonnefoy et al., 2002; Raven et al., 2014**).

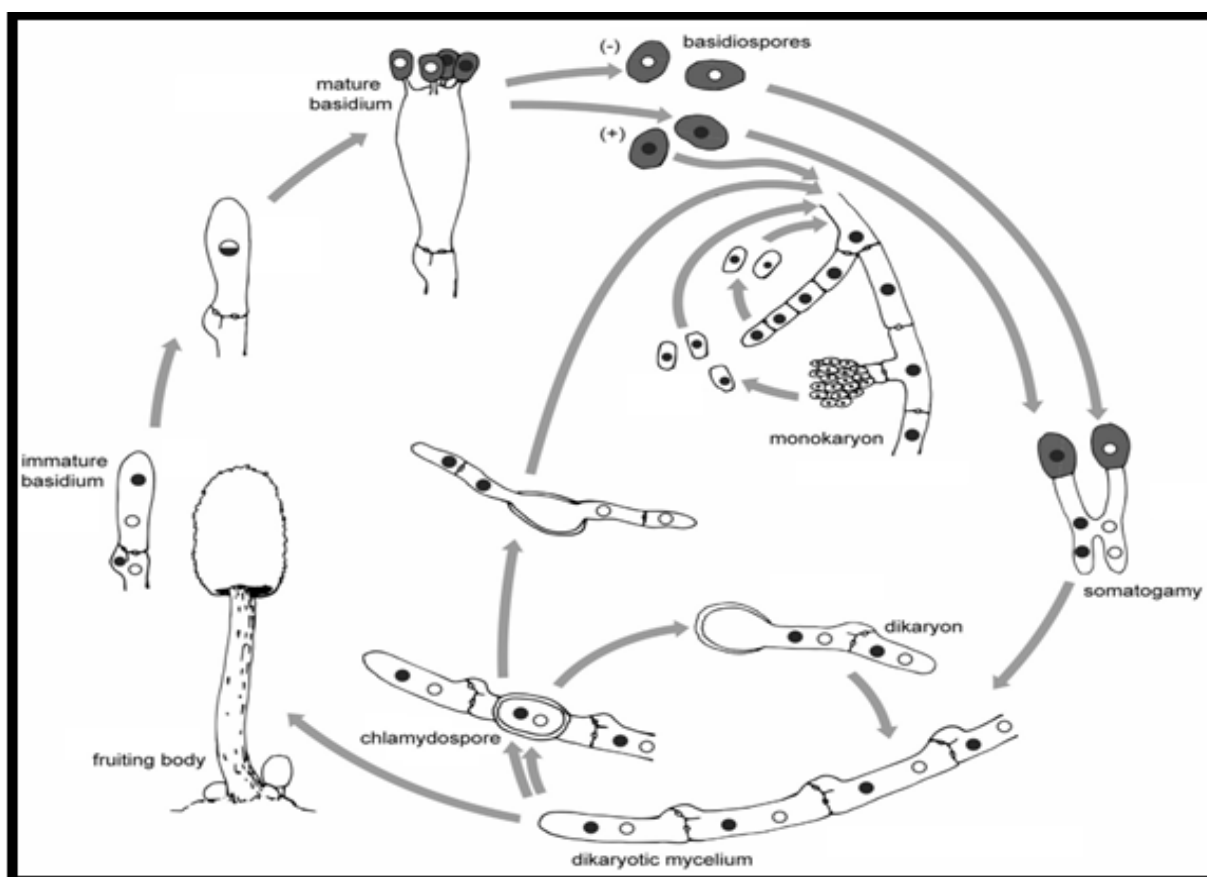


Figure 5 : Le cycle biologique typique d'un basidiomycète (Prescott et al., 2013)

Le cycle biologique d'un basidiomycète typique débute par la germination d'une basidiospore produisant un mycélium mono-caryote (un seul noyau par cellule). Le mycélium se développe et se propage dans le sol. Lorsque ce mycélium primaire rencontre un autre mono-caryote de type « sexué » différent, les deux fusionnent et initient un nouveau secondaire di-caryote, contient des cellules à deux noyaux issus chacun d'un type « sexué » différent. S'il est stimulé, il pourra former des basidiocarpes. Par la suite, une masse dense d'hyphe peut former un bouton qui émerge du sol, puis développe un chapeau. Les deux noyaux au sommet de chaque baside fusionnent pour produire un noyau diploïde zygotique qui subit immédiatement une méiose pour donner quatre haploïdes qui sont poussés dans les basidiospores. Arrivées à maturité, elles seront libérées (Prescott et al., 2013).

7.2.2 Groupes taxonomiques au sein du Basidiomycota

- ❖ **Pucciniomycotina** : Parfois appelés Urediniomycetes, incluent des basidiomycètes qui ne forment presque jamais de basidiocarpes (Taylor et al., 2015). La plupart sont des parasites obligatoires des plantes. Elles peuvent se développer en tant qu'hyphes, levures ou les deux (Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015; Watkinson et al., 2016).
- ❖ **Agaricomycotina** : contient environ 70% des basidiomycètes connus, comprend tous les Basidiomycota qui forment des fructifications macroscopiques. Les Agaricomycotina ont une importance en tant que nourriture (champignons Agaricus), agents de décomposition du bois (domaine des biocarburants), pathogène humain causant à présent une épidémie de cryptococcose potentiellement mortelle au Canada, et comme ectomycorhizes (Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015; Watkinson et al., 2016; Sipos et al., 2017; Krizsán et al., 2019; Varga et al., 2019).
- ❖ **Ustilaginomycotina** : Ce groupe comprend des parasites de diverses angiospermes en particulier les céréales, surtout les graminées et les carex. (Stajich et al., 2009; Taylor et al., 2015).

8 Nutrition des champignons supérieures

Les champignons sont spécifiquement adaptés pour la croissance sur les surfaces solides, et également pour envahir les substrats et les tissus (Heads et al., 2017; Prasad et al., 2018). La nutrition des champignons se réalise généralement par digestion extracellulaire puis absorption, les nutriments solubles, réduits en petites molécules qui peuvent traverser la membrane plasmique par diffusion ou à l'aide de protéines de transport (Nabors, 2008). Les champignons disposent d'un équipement enzymatique très diversifié, ils libèrent à travers ses parois cellulaires des exo-enzymes (des enzymes lytiques tel que : protéases, amylases, RNases, phosphatases, etc.), dans l'environnement, ce qui va leur permettre de dégrader une infinité de substrats telles que des polysaccharides (dont la cellulose et la lignine), des lipides et des protéines, en petites molécules qui peuvent être absorbées et utilisées. Ils peuvent utiliser une gamme variée de substrats organiques, y compris des composés simples tels que les nitrates, l'ammonium, l'acétate et même l'éthanol (Ducreux, 2002; Roland et al., 2008; Grunert & Grunert, 2013). Chacune des hyphes se nourrit principalement de la matière organique à sa portée ou des substances nutritives circulant d'un hyphe à l'autre, jamais d'éléments solides (Després, 2012; Lecointre & Guyader, 2016).

9 Modes de vie et écologie des champignons supérieures

Les champignons ne sont pas répandus par hasard dans la nature, ils ont vis-à-vis de leur milieu des exigences tel que de climat (températures, précipitations, vent), de terrain (constituant du substrat, sable, argile, tourbe, acidité, basicité, teneur en calcaire, humus). Dans la nature ils sont des décomposeurs indispensables, ils assurent une valorisation biologique parfaite des déchets. Au plan écologique, l'hétérotrophie a pour conséquence l'occupation de niches particulières et trois grands modes de vie (**Ducreux, 2002; Heads et al., 2017; Prasad et al., 2018**). Selon ces modes de vie on peut classer les différentes espèces de champignons en trois catégories: les symbiotes, les saprophytes et les parasites (**Marouf & Rynaoud, 2007**).

9.1 Le saprophytisme

Les champignons saprophytes se nourrissent à partir de matières mortes d'origine végétale ou animale (cadavre, déjections) et contribuent dans le cycle de régénération des nutriments via la décomposition (**Lamaison & Polese, 2005; Lutzoni et al., 2018**). Dans les ressources organiques discrètes, les réseaux mycéliens saprotrophes opèrent selon la taille de la ressource et de l'individu (**Fricker et al., 2017**).

Les champignons cultivés et couramment vendus tels que le champignon de couche et le Pleurote, appartiennent à cette catégorie des saprophytes (**Sicard & Lamoureux, 2005**).

9.2 Le parasitisme

Les champignons parasites se nourrissent à partir de la matière vivante, végétale ou animale. Ils sont responsables des maladies, chez les végétaux et provoquent diverses maladies dites cryptogamiques. Ils peuvent occasionner des pertes considérables en agriculture. En milieu naturel, ils ont un rôle épurateur, car ils s'attaquent toujours à des arbres affaiblis. En fait, la distinction entre saprophytisme et parasitisme n'est pas toujours aussi évidente, car beaucoup de champignons relèvent des deux catégories, tel le polypore amadouvier et l'armillaire couleur miel, qui peut attaquer en parasites les parties vivantes de l'arbre puis continuer à vivre en saprophytes sur l'arbre mort (**Lamaison & Polese, 2005; Sipos et al., 2017; Lutzoni et al., 2018**).

9.3 La symbiose

Interactions intimes entre partenaires vivants, consiste en une vie communautaire avec des échanges bénéfiques réciproques (Sipos et al., 2017; Lutzoni et al., 2018).

9.3.1 Mycorhize

Les racines de nombreuses plantes supérieures peuvent être infestées par des champignons, certains couvrent la surface des racinelles de leur mycélium, d'autre pénètrent à l'intérieur des tissus de leur hôte (Lamaison & Polese, 2005; Prescott et al., 2013). Ces racinelles infestées de mycélium (Fig. 6), ont une configuration particulière appelée mycorhize, à ce niveau s'effectuent les échanges, et les champignons sont dits mycorhiziens. Les hyphes peuvent soit entourer les racinelles (mycorhizes ectotrophes), soit carrément pénétrer entre les cellules de la racine (mycorhizes endotrophes), mais les deux membranes plasmiques des partenaires sont conservées. Le mode de mycorhize peut être classé en six types : à arbuscules, d'orchidées, d'éricacées, monotropoïdes, les plus importants endomycorhizes (les champignons pénètrent dans les cellules de la plante) et ectomycorhizes (extracellulaire et forment une graine de filaments interconnectés, autour des racines) (Ducreux, 2002; Laberche, 2010).

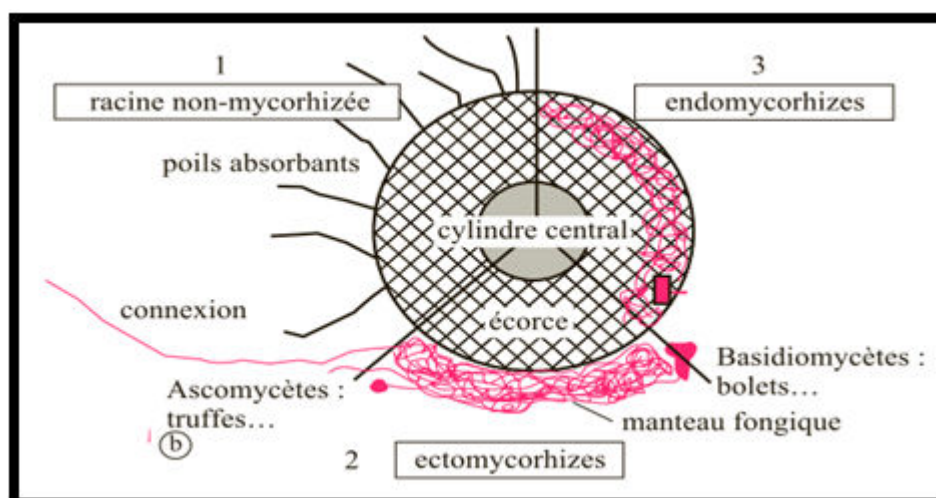


Figure 6 : Coupe transversale de racine avec manteau fongique (Roland et al., 2008)

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont limités aux Glomeromycota, et les ectomycorhiziens sont principalement les Agaricomycètes (Lutzoni et al., 2018). Le champignon absorbe des produits carbonés résultants de la photosynthèse assurée par son associé, inversement il favorise l'absorption hydrique, la nutrition minérale et peut produire des antibiotiques qui renforcent sa résistance aux maladies et des hormones nécessaires à la croissance de son hôte... (Feau et al., 2011).

Les arbres concernés constituent la quasi-totalité du peuplement des forêts: conifères (pins, sapins, épicéas, mélèzes, cèdres...), feuillus (peupliers, hêtres, chênes, châtaignés...) (**Feau et al., 2011**). La plupart peuvent s'associer à plusieurs espèces de végétaux, d'autres à une seule telle que le bolet élégant, sous les mélèzes. Les rapports entre la plante et le champignon ne sont pas toujours aussi simples (**Lamaison & Polese, 2005**).

9.3.2 Lichens

Un être vivant qui résulte d'une association symbiotique entre un champignon et une algue (Cyanophycée ou Chlorophycée). Les algues sont unicellulaires ou filamenteuses, se trouve enserrées dans les filaments d'un mycélium dense. Le champignon donne au thalle du lichen sa forme caractéristique, mais il ne se développe en adoptant cette forme que si l'algue est présente (**Raynal-Roques, 1994**).

Le lichen est autotrophe grâce à l'algue qui assure la synthèse des hydrates de carbone (photosynthèse). Le champignon contient une réserve d'eau et de sels minéraux, assure en outre une protection contre la dessiccation par le vent et le soleil. Bien que leurs deux constituants, algue et champignon, soient seulement juxtaposés, les lichens sont des êtres présentant des formes caractéristique et fonctionnements, écologique et biochimiques très originaux (**Raynal-Roques, 1994**).

Dans la plupart des lichens, 99% d'entre eux, l'associé champignon fait partie des Ascomycètes, on appelle alors le lichen un ascolichen. Mais on trouve également des Basidiomycètes, on appelle alors le lichen un basidiolichen (**Tiévant, 2001a**).

Chapitre II. Les métabolites secondaires

Le métabolisme primaire est la partie du métabolisme impliquant des voies associées à la croissance et au développement, comme celles des macronutriments (glucides, graisses, protéines et les acides nucléiques), alors que le métabolisme secondaire ou métabolisme spécialisé, partie du métabolisme qui implique des voies associées à la production de petites molécules bioactives jouent un rôle majeur dans la réaction à un stress particulier (**Rokas et al., 2018; Zaynab et al., 2021**). Les produits inutiles du métabolisme des animaux sont évacués du corps par l'urine, la bile, la sueur tandis que les plantes excrètent leurs déchets dans les cellules ou les espaces intracellulaires tels que les vacuoles et les parois cellulaires. Cela signifie que les plantes peut être rempli de produits secondaires de leur métabolisme (**Mothes et al., 1985**).

Ces composés sont en très grands nombres avec une extraordinaire variété structurelle (plus de 100.000 métabolites secondaires ont été identifiés), ils se distinguent selon les différentes espèces. Contrairement aux métabolites primaires, ne sont pas directement engagés dans les processus fondamentaux nécessaires à la vie (développement, croissance, réparation des blessures, division cellulaire, reproduction...). Ces composés ont des fonctions spécifiques, avec des rôles très variés en réponse à une adaptation à un environnement, ils interviennent dans les relations avec les stress biotiques et abiotiques. Un outil de protection (contre les radiations, les herbivores...), allélopathie, symbiose, attractifs pour les pollinisateurs (couleur, odeur et goût). Ils peuvent servir de défense ou de moyen de communication entre les plantes. Les fonctions défensives des métabolites secondaires ont été confirmées (**Mothes et al., 1985**). Les métabolites secondaires ont été largement utilisés dans de nombreuses maladies humaines depuis la préhistoire. les produits naturels continuent d'être une riche source de la découverte de médicaments actuels, dont les polyphénols (la curcumine, l'épigallocatechine-3-gallate, l'icarine et le resvératrol), les terpénoïdes (paclitaxel, triptolide et artémisinine) et les alcaloïdes (la galantamine, la morphine et la camptothécine), (**Rodrigues et al., 2016; Newman & Cragg, 2020**).

Les métabolites secondaires sont composés de 3 catégories principales qui sont les composés phénoliques, les terpènes, et les alcaloïdes (ou composés azotés).

1 Les composés phénoliques

1.1 Définitions

Les composés phénoliques constituent l'un des groupes de métabolites secondaires les plus importants et les plus répandus. Parmi les aliments les plus populaires contenant ces composés c'est l'huile d'olive, le café et le thé. Présents aussi dans les fruits, les céréales, les légumes, les légumineuses, les champignons, le chocolat, les épices et les herbes, Ils peuvent également être trouvés dans les tissus animaux, en raison de l'ingestion de plantes (**Martin & Appel, 2010; Montenegro-Landívar et al., 2021a**). L'intérêt pour ces molécules a évolué à partir de leurs couleurs dans les fleurs, les fruits et les légumes. De leur brunissement enzymatique, de leur impact sur la saveur et leur réponses aromatiques allant des chalcones sucrées et de certains flavonoïdes glycosylés aux composés tanniques amers et astringents (**Soto-Vaca et al., 2012**). Les composés phénoliques comportant un ou plusieurs groupes hydroxyles fixés directement sur un cycle aromatique, ce qui en fait des acides faibles. La première description complète, est la définition White-Bate-Smith-Swain-Haslam (WBSSH), le terme polyphénol soit utilisé pour des composés hydrosolubles, avec un poids moléculaire de 500 - 4000 Da, possédant 12 à 16 groupes hydroxy phénoliques sur cinq à sept cycles aromatiques par 1000 Da de masse moléculaire relative, et possèdent la capacité de former des complexes avec d'autres molécules, comme les protéines et les alcaloïdes pour donner des précipités. Le terme phénol polymérique a été utilisé car les lignines seraient exclues selon cette définition (**Haslam & Cai, 1994; Parr & Bolwell, 2000; Quideau et al., 2011; Renaud & Martinoli, 2019; Tsimogiannis & Oreopoulou, 2019**).

Ces composés présentent une diversité de structures, depuis des molécules simples comme les (acides phénoliques) jusqu'à des composés hautement polymérisés (tannins condensés) (**González-Laredo et al., 2018a; Kumar et al., 2020**), largement étudiées en raison de leurs activités biologiques et de leurs multiples applications dans l'industrie alimentaire. Au cours des dernières années, le nombre de citations de la littérature sur les composés polyphénoliques a connu une croissance importante (**Montenegro-Landívar et al., 2021a**).

1.2 Les Rôles des composés phénoliques

Auparavant, ont étaient considérés comme des éléments non nutritifs en raison des effets indésirables de certains composés, tels que les tanins, sur la digestibilité des protéines (**Martin & Appel, 2010**). Du point de vue alimentaire, les polyphénols sont très importants pour définir la couleur, la saveur et la texture des aliments (**Soto-Vaca et al., 2012**).

Bien que les composés phénoliques ne soient pas nécessaires aux fonctions vitales de l'organisme humain, ils ont suscité un grand intérêt en raison de leurs avantages potentiels pour la santé et de la réduction du risque de développement de maladies chroniques. Certaines de ces fonctions comprennent des effets anti-allergéniques, anti-athérogènes, anti-inflammatoires, antimicrobiens, antithrombotiques, antifongique, antioxydants, cardioprotecteurs et vasodilatateurs (**Balasundram et al., 2006; Friedman, 2007; Swallah et al., 2020; Ahmadifar et al., 2021**). Ils peuvent être considérés comme les principaux antioxydants exogènes qui contribuent positivement aux mécanismes de défense (**Zadák et al., 2009**). De nombreuses études *in vitro* et *in vivo* ont démontré les effets physiologiques bénéfiques des composés phénoliques, tels que l'inhibition de la prolifération des cellules cancéreuses, la protection des neurones, l'amélioration de la sécrétion d'insuline, la réduction de la vascularisation et la stimulation de la vasodilatation (**Haminiuk et al., 2012**).

1.3 Biodisponibilité des composés phénoliques

Les composés phénoliques insolubles sont répartis dans les parois cellulaires, tandis que les solubles sont compartimentés dans les vacuoles des cellules. Pour exercer leur bio-activité, les composés phénoliques doivent être biodisponibles. La biodisponibilité dépend de l'absorption, du métabolisme au niveau du tractus gastro-intestinal, de la distribution tissulaire et cellulaire, et du métabolisme tissulaire après absorption, aussi d'autres facteurs tels que les concentrations dans l'aliment, la libération dans la matrice alimentaire, la structure chimique, la conjugaison avec d'autres composés, la taille moléculaire, le degré de polymérisation et la solubilité (**Macheix et al., 2005; Landete, 2011; Iglesias-Carres et al., 2019**).

La biotransformation des polyphénols par le microbiote intestinal joue un rôle fondamental dans la biodisponibilité de ces composés (**Serrano et al., 2009; Smeriglio et al., 2017; Farias et al., 2020**). L'amélioration de la biodisponibilité des composés phénoliques est essentielle pour accroître leur potentiel thérapeutique dans la prévention des maladies (**Chen et al., 2019; Fernandes de Araújo et al., 2021**).

1.4 Classification des composés phénoliques

Le type de classification à utiliser dépendra du type d'information souhaité, il n'existe pas un consensus. La plupart sont basées sur leur structure chimique:

- ✓ Flavonoïdes et non-flavonoïdes (**Fig. 7**) ;
- ✓ Le nombre de noyaux aromatiques ;
- ✓ La chaîne carbonée, comment les atomes de carbones sont organisés (C_6 , C_6-C_1 , $C_6-C_3-C_6$) ;
- ✓ La structure chimique de base, qui est une description précisant les atomes communs (par exemple, C, H, O), les groupes fonctionnels (par exemple, les cycles aromatiques, les groupes hydroxyle ou cétones), les saturations (par exemple, les liaisons simples, les doubles liaisons), les types de liaisons (par exemple, covalentes, ioniques) et la façon dont ils sont tous liés les uns aux autres (**Crozier et al., 2009; Sun et al., 2012; Giada, 2013; Acosta-Estrada et al., 2014; Kabera et al., 2014; Nollet & Gutierrez-Uribe, 2018; Santana-Gálvez & Jacobo-Velázquez, 2018; Durazzo et al., 2019; Tsimogiannis & Oreopoulou, 2019**).

La méthode (4), est généralement utilisée avec la méthode (3) (**Bravo, 1998; Pereira et al., 2009; Cheynier et al., 2013**), à cet égard, au moins 20 classes différentes ont été identifiées : phénols simples, benzoquinones, acides phénoliques, aldéhydes phénoliques, acétophénones, acides phénylacétiques, acides hydroxycinnamiques, coumarines, phénylpropènes, chromones, naphthoquinones, xanthones, stilbènes, anthraquinones, flavonoïdes, biflavonoïdes, lignanes, lignines, mélanines catécholiques et tanins. Selon leur abondance en tant que sources alimentaires, ces composés ont été divisés en trois groupes, les acides phénoliques (les moins abondants), les flavonoïdes (les plus abondants), et les stilbènes, tanins et lignanes, les moins fréquents (**Tapiero et al., 2002**).

D'un point de vue nutritionnel, le classement des composés phénoliques comme solubles ou insolubles est utile puisque le devenir métabolique des composés dans le tractus gastro-intestinal et leurs effets physiologiques dépendent largement de leur solubilité. Toutefois, à des fins académiques, il est plus illustratif de classer les composés phénoliques d'abord par nombre de cycles aromatiques, puis par la chaîne carbonée, et enfin par structure chimique de base (**Tableau 3**) (**Giada, 2013; Santana-Gálvez & Jacobo-Velázquez, 2018**).

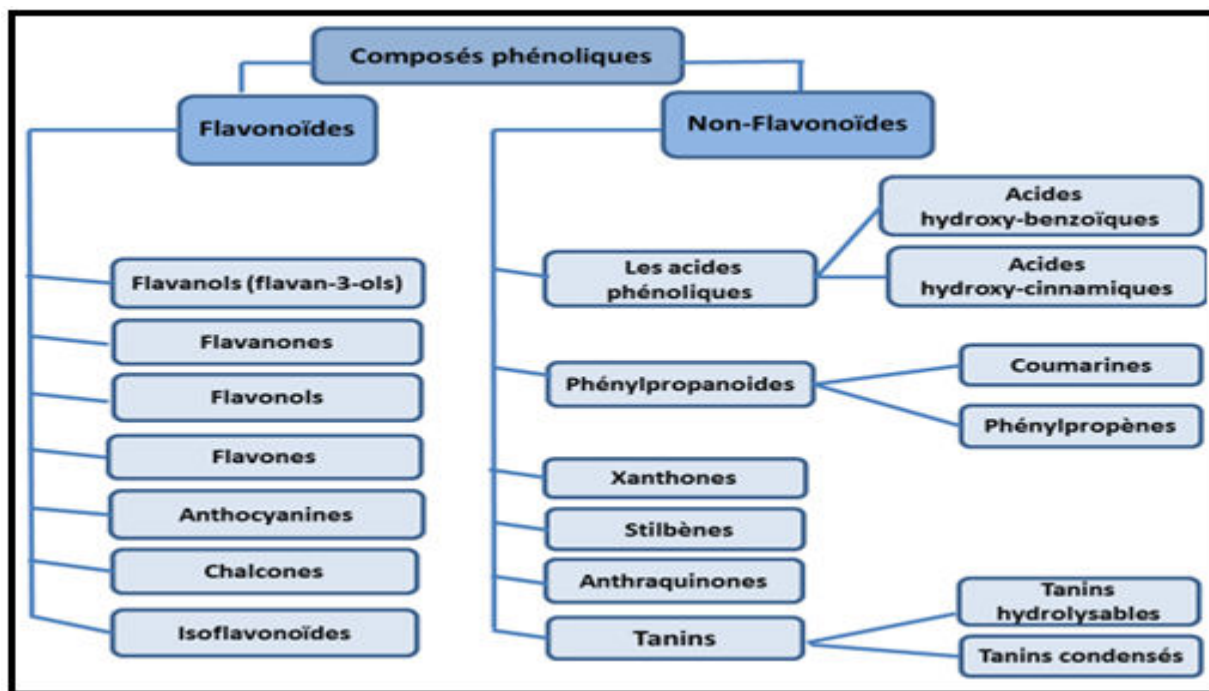
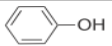

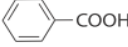

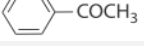
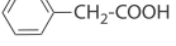
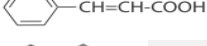
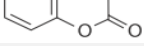
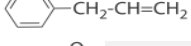

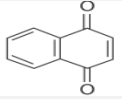
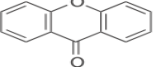
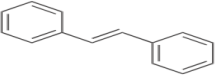
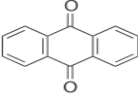
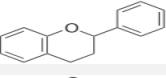
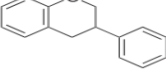
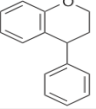


Figure 7 : Classification flavonoïdes et non-flavonoïdes

Tableau 3 : Classification des composés phénoliques suivant le nombre de noyaux aromatiques, la chaîne carbonée et la structure chimique de base (Oracz et al., 2015; Santana-Gálvez & Jacobo-Velázquez, 2018).

| Nombre de noyaux | Chaîne de carbone | Dénomination du groupe | Structure chimique de base |
|------------------|--------------------------------|---------------------------|---|
| Un | C ₆ | Phénols simples |  |
| | | Benzoquinones |  |
| | C ₆ -C ₁ | Acides phénoliques |  |
| | | Aldéhydes phénoliques |  |
| | C ₆ -C ₂ | Acétophénones |  |
| | | Acides phénylacétiques |  |
| | C ₆ -C ₃ | Acides hydroxycinnamiques |  |
| | | Coumarines |  |
| | | Phénylpropènes |  |
| | | Chromones |  |

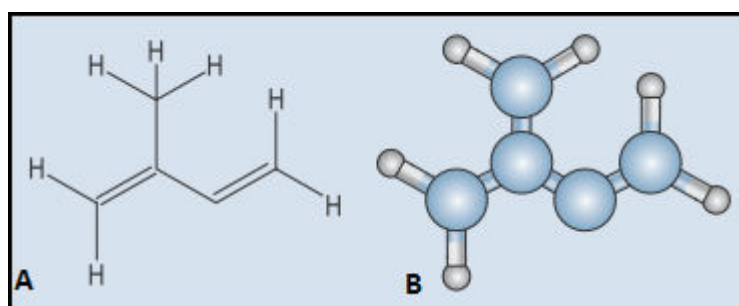
| | | | |
|---------------|-------------------|-------------------------|---|
| | C_6-C_4 | Naphtoquinones |  |
| Deux | $C_6-C_1-C_6$ | Xanthones |  |
| | $C_6-C_2-C_6$ | Stilbènes |  |
| | | Anthraquinones |  |
| | $C_6-C_3-C_6$ | Flavonoïdes |  |
| | | Isoflavonoïdes |  |
| | | Néoflavonoïdes |  |
| Trois ou plus | $(C_6-C_3)_2$ | Lignanes | Multiple |
| | | Néolignanes | Multiple |
| | $(C_6)_n$ | Mélanines catécholiques | Multiple |
| | $(C_6-C_3)_n$ | Lignines | Multiple |
| | $(C_6-C_3-C_6)_2$ | Biflavonoïdes | Multiple |
| | $(C_6-C_3-C_6)_n$ | Tanins condensés | Multiple |

2 Les terpènes et les terpénoïdes

Les terpènes sont des hydrocarbures simples (**Tableau 4**), tandis que les terpénoïdes sont une classe modifiée de terpènes. Ils sont dérivés des terpènes par oxygénation, la présence d'atomes d'oxygène est la principale différence entre eux. Cependant, tous les terpènes sont des terpénoïdes, c'est pourquoi ces composés peuvent avoir des effets différents. Constitués d'unités isoprènes, règle des isoprènes ou règle des C5 ($CH_2=C(CH_3)-CH=CH_2$). Les terpènes sont classés en fonction du nombre d'unités isoprènes (C_5H_8)_n (**Fig. 8**), se forment à partir des unités de pyrophosphate d'isopentényle, la voie de l'acide mévalonique et la voie du méthyl-érythritol phosphate/deoxy xylulose phosphate (MEP/DOXP). Ces composés sont les principaux composants des huiles essentielles de divers types de plantes et de fleurs, largement utilisées comme fragrances dans la production de parfums et de médicaments traditionnels (**Aldred, 2008; Devarenne, 2009; Labuda, 2009; Perveen, 2018; Finlay et al., 2020**).

Tableau 4 : Classification simplifiée des terpènes (Labuda, 2009)

| Terpène | Isoprène | Composés actifs | Présents dans |
|----------------|--|--|--|
| Hémiterpènes | 1 (C ₅ H ₈) | 3-Méthyl-2-butène-1-ol, acide isovalérique | Les plantes et leurs huiles essentielles |
| Monoterpenes | 2 (C ₁₀ H ₁₆) | Limonène, menthol, camphre, géraniol | Huile d'orange, menthe, citronnelle, géranium |
| Sesquiterpenes | 3 (C ₁₅ H ₂₄) | Valencène, nootkatone, nerolidol, farnesol | Huile d'orange, citronnelle, pamplemousse, néroli, thé |
| Diterpenes | 4 (C ₂₀ H ₃₂) | Cafestol et kahweol, taxadiène, et phytol | Café |
| Sesterterpenes | 5 (C ₂₅ H ₄₀) | Scalaranes, hyrtial, honuenone, phyllofolactones | Extraits d'éponge marine <i>Hyrtios erecta</i> , |
| Triterpenes | 6 (C ₃₀ H ₄₈) | Squalène, sitostérol, azadirachtine, yamogénine | Huile de foie de requin, graines de courge |
| Tetraterpenes | 8 (C ₄₀ H ₆₄) | Lycopène, carotène | Diverses plantes |
| Polyterpenes | Plusieurs | Caoutchouc | Latex de la plante d'hévéa |

**Figure 8** : Élément constitutif des terpènes, (A) structure chimique de l'isoprène et (B) sa représentation tridimensionnelle

2.1 Les terpénoïdes

Ils contiennent de l'oxygène, la plupart sont biologiquement actifs, jouent un rôle diversifié dans le domaine des aliments, des médicaments, des cosmétiques, des hormones, des vitamines, etc. Les terpénoïdes présentent des activités anticancéreuses, hépato-protectrices, anti-inflammatoires, antidiabétiques et neuroprotectrices. De nombreux terpénoïdes ont inhibé différentes cellules cancéreuses humaines et sont utilisés comme médicaments anticancéreux tels que le Taxol et ses dérivés (Bouton et al., 2009; Kuang et al., 2020; Masyita et al., 2022).

2.2 Les terpènes

Appartiennent à la plus grande classe de métabolites secondaires et se composent essentiellement d'unités isoprènes à cinq carbones qui sont assemblées les unes aux autres de milliers de façons (**Tableau 4**). Ces composés sont produits par diverses espèces animales, certaines insectes et végétales, notamment les conifères qui les libèrent de grandes quantités dans des conditions de temps chaud. Ils ont souvent une odeur forte et peuvent protéger les plantes en dissuadant les herbivores (**Labuda, 2009; Finlay et al., 2020; Masyita et al., 2022**).

De nombreux arômes et parfums agréables sont composés de terpènes en raison de leur arôme délicieux. Les terpènes et leurs dérivés sont utilisés comme médicaments antipaludiques, comme l'Artémisinine. Les stéroïdes sont un dérivé des terpènes. Ce sont des ingrédients actifs importants dans les pesticides agricoles naturels (**Devarenne, 2009; Labuda, 2009; Finlay et al., 2020; Masyita et al., 2022**).

2.3 Les stéroïdes (isoprénoïdes)

Ces composés représentent une classe spécifique de lipides terpénoïdes, habituellement traitée comme un groupe distinct. Ils se reconnaissent à leur structure tétracyclique, constitué de trois cycles fusionnés à six chaînons et d'un cycle à cinq chaînons. Les stéroïdes sont largement répandus chez les animaux, où ils sont associés à un certain nombre de processus physiologiques. Ils remplissent des fonctions vitales essentielles dans les organismes supérieurs, car ils contrôlent divers aspects de la prolifération et de la différenciation cellulaires, régulent les voies de transduction des signaux, servent également de molécules de signalisation dans les interactions cellule-cellule. Les androgènes, les œstrogènes et les progestatifs jouent un rôle d'hormones sexuelles dans la reproduction des vertébrés. Les acides biliaires sont des composés stéroïdes ayant diverses fonctions biologiques dans la digestion, et la régulation des fonctions endocriniennes systémiques. Le cholestérol est considéré comme un composant important des membranes cellulaires, car il joue un rôle dans la fluidité des membranes, la différenciation et la prolifération des cellules. Le sitostérol, le stigmastérol, le campestérol et le brassicastérol sont les principaux stérols des végétaux, et l'ergostérol est un composant important de la paroi cellulaire des champignons (**Liu & Nes, 2009; Rozman, 2013; Sandjo & Kuete, 2013; Donova, 2017; Hormones, 2019; Ojogoro et al., 2021**).

2.4 Les saponines (saponosides)

Les saponines sont des glycosides naturels, non-volatils avec un poids moléculaire élevé, composées d'un aglycone soluble dans les lipides, constitué d'un stérol ou, plus communément, d'un triterpénoïde et de résidus de sucre solubles dans l'eau. En raison de leur nature amphiphile, ce qui les confère la capacité de réduire la tension superficielle, elles sont hautement tensioactives et produisent un effet détergent ou savonneux sur les membranes et la peau. Les sources alimentaires contenant les saponines sont les lentilles, les haricots, les pois chiches légumineuses, et les légumes (Mahato et al., 1998; Sun et al., 2009; Justin et al., 2014; Zhu et al., 2019; Badyal et al., 2020; Hyun et al., 2020).

La principale fonction des saponines dans les plantes est l'activité antimicrobienne et la protection contre les attaques d'insectes. Dans l'organisme humain, elles sont connues pour avoir de nombreuses fonctions biologiques telles que l'activité hypoglycémique, la réduction du taux de cholestérol sérique, l'activité antivirale, anti-inflammatoire et bien d'autres encore. Les saponines peuvent également activer le système immunitaire des mammifères, ce qui a suscité un intérêt considérable pour leur potentiel en tant qu'adjuvants de vaccins. Cependant, certains saponines présentent de sérieux inconvénients tels qu'une toxicité élevée, un effet hémolytique indésirable et une instabilité en phase aqueuse, ce qui limite leur utilisation (Mahato et al., 1998; Sun et al., 2009; Justin et al., 2014; Zhu et al., 2019; Badyal et al., 2020; Hyun et al., 2020).

3 Les alcaloïdes

Que ce soit en commençant la journée par une tasse de café ou en buvant une tasse de thé l'après-midi, des millions de personnes dans le monde utilisent des alcaloïdes puriques chaque jour (Aniszewski, 2007).

3.1 Définition générale des alcaloïdes

Ce sont des substances très diverses, biologiquement actif, certaines toxiques, hétérocyclique, de faible poids moléculaire, généralement comme molécules de défense. Ils sont dérivés d'acides aminés ou du processus de transamination, qui contiennent un atome d'azote de base dans le composé. Outre le carbone, l'hydrogène et l'azote, ce groupe peut également contenir de l'oxygène, du soufre et rarement d'autres éléments tels que le chlore, le brome et le phosphore (Eguchi et al., 2019; Badyal et al., 2020 Qu et al., 2022).

Parmi les quelque 12 000 alcaloïdes dont la structure a été élucidée, beaucoup présentent une activité biologique puissante. Les alcaloïdes sont produits par une grande variété d'organismes, tels que les bactéries, les champignons, les animaux mais surtout par les plantes (présents dans environ 20 % des espèces), stockés dans les parties métaboliquement non actives des cellules (Waisser & Palát, 2001; Buckingham et al., 2010; Kabera et al., 2014; Sobarzo-Sánchez, 2015; Badyal et al., 2020; Heravi & Zadsirjan, 2021; Qu et al., 2022).

Les alcaloïdes peuvent être classés en fonction de leur activité biologique et écologique, de leur structure chimique et de leur voie de biosynthèse. La plupart des alcaloïdes sont des composés N-hétérocycliques (alcaloïdes vrais), contenant de l'azote, comme les alcaloïdes provenant d'acides aminés, les alcaloïdes peptidiques et cyclo-peptidiques ou les alcaloïdes polyamines appelés proto-alcaloïdes. Le tout dernier groupe de substances de type alcaloïde est constitué de composés qui comprennent des structures de type stéroïde, purine et terpène appelés pseudo-alcaloïdes. Il existe trois principaux types d'alcaloïdes : (1) les alcaloïdes vrais, (2) les proto-alcaloïdes et (3) les pseudo-alcaloïdes. Les alcaloïdes vrais et les proto-alcaloïdes sont dérivés des acides aminés, tandis que les pseudo-alcaloïdes ne sont pas dérivés de ces composés (Aniszewski, 2007; Ziegler & Facchini, 2008; Xu et al., 2014; Knölker, 2017; Eguchi et al., 2019; Wangchuk, 2019; Heravi & Zadsirjan, 2021; Thawabteh et al., 2021).

3.2 Les alcaloïdes et les activités biologiques

De nombreuses études ont montré l'importance pharmacologique des alcaloïdes, telles que l'activité anti-inflammatoire, anti-psychotique, anti-plasmodique. L'atropine, l'hyoscyamine et la scopolamine sont utilisées en thérapeutique pour traiter les spasmes du tractus gastro-intestinal, des canaux biliaires ou des voies urinaires ou pour prévenir la cinétose. Les alcaloïdes sont faiblement solubles dans l'eau, mais solubles dans l'éthanol, le benzène, l'éther et le chloroforme. Ils se présentent souvent sous la forme de sels d'acide, certains sont associés à des sucres, tandis que d'autres se présentent sous la forme d'amides ou d'esters, parfois des sels quaternaires ou des oxydes d'amines tertiaires. L'atome d'azote a un impact majeur sur leur caractère hydrophobe. Il est supposé qu'ils soient plus hydrophiles que les composés correspondants qui ne contiennent pas d'atome d'azote, elle leur permet l'interaction fréquente avec les protéines, ce qui est la raison de leur activité biologique. Le doublet électronique solitaire sur l'atome d'azote peut être un accepteur de proton pour la liaison hydrogène. L'azote protoné peut alors créer une liaison avec les groupes anioniques des récepteurs dans les organismes (Waisser & Palát, 2001; Sobarzo-Sánchez, 2015; Amirkia & Heinrich, 2014; Kabera et al., 2014; Badyal et al., 2020; Heravi & Zadsirjan, 2021).

Les plus connus sont la morphine, la strychnine, la quinine, l'éphédrine et la nicotine. La morphine est le premier alcaloïde médicalement utile qui a été isolé du *Paver somniferum* en 1805, la codéine et l'héroïne sont des dérivés de la morphine (Mothes et al., 1985).

3.3 Les alcaloïdes dans la chaîne alimentaire

La contamination des aliments et des produits alimentaires par des substances phytochimiques naturelles est un problème de sécurité alimentaire difficile à résoudre. Des substances telles que les alcaloïdes pyrrolizidiniques 1,2-insaturés (PA), les alcaloïdes tropaniques (TA) et les alcaloïdes de l'ergot de seigle (EA) sont au centre de l'évaluation des risques. Plus de 500 alcaloïdes de la pyrrolizidine (PA) et leurs N-oxydes sont connus et leur présence est signalée dans plus de 6 000 espèces végétales comme les tisanes, les légumes, le miel, les produits dérivés des céréales et aussi les œufs, le lait et la viande, principalement due à la contamination par des plantes productrices de PA. Les PA sont des exemples de dérivés dont la génotoxicité et la cancérogénicité ont été prouvées lors d'expérimentations animales, les effets toxiques des PA sont considérés comme étant cumulatifs (Griffin et al., 2017; Knölker, 2017; Farias et al., 2020; Heravi & Zadsirjan, 2021).

3.4 Les alcaloïdes et les champignons supérieures

La sérotonine, la psilocine et la psilocybine sont des alcaloïdes de base dérivés de certains champignons tel que *Psilocybe mexicana* et *Psilocybe bohemica*. Ce sont de puissants composés psychoactifs, neurotransmetteurs et hallucinogènes. La muscarine a été isolée pour la première fois à partir de *Amanita muscaria*. Lorsque cet alcaloïde affecte le système nerveux parasympathique périphérique, elle peut provoquer des convulsions et, dans les cas les plus extrêmes, la mort. Il a été prouvé que, *Inocybe erubescens*, *Clitocybe dealbata* et *Clitocybe rivulosa* renferment des concentrations élevées de la muscarine (Mothes et al., 1985; Aniszewski, 2007; Buckingham et al., 2010).

Chapitre III. Activités biologiques:

L'activité biologique est la capacité d'une entité moléculaire spécifique à obtenir un effet biologique défini sur une cible (**Jackson et al., 2007**).

1 Activité antioxydante

1.1 L'oxydation

La réaction d'oxydation-Réduction est une réaction chimique dans laquelle un électron est transféré d'une molécule à une autre. La molécule donneuse d'électrons est l'agent réducteur ou réducteur; la molécule acceptrice d'électrons est l'agent oxydant ou oxydant. Un ancien sens de l'oxydation était lorsque l'oxygène était ajouté à un composé. L'action d'oxyder ou l'état d'être oxydé, chimiquement, elle consiste en l'augmentation des charges positives sur un atome ou la perte des charges négatives. La plupart des oxydations biologiques sont réalisées par l'élimination d'une paire d'atomes d'hydrogène (déshydrogénation) d'une molécule. Ces oxydations doivent être accompagnées de la réduction d'une molécule acceptrice (**Parker & Parker, 2004; Senthilkannan & Ali, 2022a, 2022b**).

1.2 Le stress oxydatif

Le stress oxydatif (OS) est toute perturbation de l'équilibre entre les espèces réactives (FRs) et les antioxydants en faveur des premières conduisant à un désordre du contrôle redox et/ou à des dommages moléculaires, en raison de divers facteurs à savoir le vieillissement, les traumatismes, l'inflammation, la pollution, une mauvaise alimentation, le froid, les infections, l'activité physique intense, les radiations, la toxicité et les actions médicamenteuses. Le stress oxydatif peut nuire au fonctionnement des cellules saines en endommageant les biomolécules (l'ARN, l'ADN, les protéines, les glucides et les lipides) et entraîner la mort de la cellule. Le maintien de l'équilibre entre la production de radicaux libres et les défenses antioxydantes (enzymatiques et non enzymatiques) est une condition essentielle au bon travail de l'organisme (**Rahal et al., 2014; Kumar & Pandey, 2015; Asmat et al., 2016; Ji & Yeo, 2021**).

1.3 Les radicaux libres

Dans les organismes aérobies, les radicaux libres sont constamment produits au cours du métabolisme cellulaire normal, principalement sous la forme d'espèces réactives d'oxygène (ROS) et d'espèces réactives d'azote (RNS) (**Singh & Jialal, 2006; Iova et al., 2014**).

Les effets bénéfiques des (ROS) se produisent qu'à des faibles concentrations et impliquent des rôles physiologiques cellulaires de signalisation et de régulation. Les radicaux libres sont à l'origine d'un grand nombre de maladies, notamment le cancer, les maladies cardiovasculaires, les troubles neuroaux, la maladie d'Alzheimer, la maladie de Parkinson, les maladies du foie, la colite ulcéreuse, le vieillissement et l'athérosclérose (**Upston et al., 2003; Kinnula & Crapo, 2004; Singh & Jialal, 2006; Iova et al., 2014**). Les espèces réactives se divisent en espèces réactives de l'oxygène, et aussi les radicaux sans oxygène tels que l'azote, le soufre, le carbone..., qui peuvent former des modifications oxydatives sur les macromolécules biologiques (**Sies et al., 2022; Taurone et al., 2022**).

1.3.1 Les espèces réactives d'oxygène (ROS)

Les ROS représentent la classe la plus importante d'espèces réactives générées dans les systèmes vivants. Dans les cellules eucaryotes, plus de 90 % des ROS sont produits par les mitochondries via la libération d'électrons du système de transport d'électrons mitochondrial, principalement du coenzyme Q vers l'oxygène moléculaire (O_2), ce qui entraîne la génération du radical anionique superoxyde ($O_2^{\cdot-}$). Même si ($O_2^{\cdot-}$), n'est pas un radical très actif, il peut interagir avec d'autres molécules, de manière spontanée ou enzymatique, en générant des ROS secondaires, tels que le peroxyde d'hydrogène H_2O_2 et le radical hydroxyle (OH). H_2O_2 n'est pas un radical libre, mais chimiquement est plus actif que O_2 , ce qui lui vaut d'être inclus dans le groupe des ROS. Il a la capacité de former le radical (OH) plus dommageable. Le radical hydroxyle a une durée de vie très courte mais est considéré comme le plus toxique de tous les ROS, étant responsable de l'attaque des molécules d'ADN, endommageant les purines et les pyrimidines (**Campos et al., 2013; Asmat et al., 2016; Taurone et al., 2022**).

1.3.2 Les espèces réactives d'azote (RNS)

Les RNS sont une famille de molécules principalement dérivées de l'oxyde nitrique (NO). Le (NO), à des niveaux physiologiques, joue un rôle essentiel dans le maintien de la fonction vasculaire et cardiaque. Toutefois, des niveaux excessifs de (NO) entraînent une toxicité cellulaire par sa capacité à réagir avec d'autres radicaux (**Campos et al., 2013; Sies et al., 2022**). En raison de cette grande polyvalence, il existe une gamme de molécules RNS produites à partir du NO, notamment le peroxyde d'azote (ONOO), le dioxyde d'azote (NO_2), le nitroxyde (HNO) et le nitrosonium (NO^+). Le (ONOO), est un radical oxydant puissant dans les cellules cardiaques et vasculaires (**Campos et al., 2013; Sies et al., 2022**).

1.3.3 Espèces réactives du soufre (RSS)

Le RSS est un large groupe nouvellement classé d'espèces réactives contenant du soufre, qui comprend à la fois des fragments radicaux (le radical thiyle (RS), le radical glutathionyle (GSSG[•]) et non radicaux à base de soufre (des espèces sulfane). Contrairement aux autres espèces réactives, les RSS sont capables à la fois d'oxyder et de réduire avec des rôles pivots dans la fonction et l'homéostasie cellulaires. Le soufre se cible également lui-même, c'est-à-dire les molécules contenant du soufre, les peptides, les protéines et les enzymes, réagissent préférentiellement avec les RSS. Parfois même considérés aussi importants que les ROS et RNS (Dhawan, 2014; Dénès et al., 2014; Giles et al., 2017; Ali et al., 2020).

1.4 Cibles des radicaux libres

Dès qu'il existe un déséquilibre entre la génération de radicaux libres et le mécanisme de défense antioxydant, les radicaux libres peuvent endommager les trois classes cruciales de macromolécules : les protéines, les lipides et les acides nucléiques (Singh et al., 2022).

1.4.1 Acide désoxyribonucléique (ADN)

Un niveau élevé des radicaux libres a le potentiel d'endommager l'ADN par oxydation. L'ADN mitochondrial est plus sensible aux dommages. Le radical hydroxyle attaque les bases puriques et pyrimidiques, ainsi que le squelette de sucre, ce qui entraîne un certain nombre de modifications (Broedbaek et al., 2009; Gentile et al., 2017; Bui et al., 2018).

1.4.2 L'acide ribonucléique (ARN)

Il est bien connu que l'ARN est plus vulnérable aux dommages oxydatifs par rapport à l'ADN en raison de sa proximité avec les mitochondries où beaucoup de ces molécules sont formées, de sa nature monocaténaire, de l'absence de mécanisme actif de réparation des dommages oxydatifs dans l'ARN, et de sa moindre protection par les protéines par rapport aux molécules d'ADN (Bui et al., 2018; Hofer et al., 2005; Martemucci et al., 2022).

1.4.3 Les lipides

Une concentration plus élevée de radicaux libres à l'intérieur de la cellule provoque la peroxydation de la molécule lipidique. Les produits finals sont toxiques et endommagent les protéines et l'ADN. La peroxydation lipidique entraîne une perte du fonctionnement des membranes (Marnett, 1999; Gentile et al., 2017; Martemucci et al., 2022).

1.4.4 Les protéines

La carbonylation des résidus protéiques est considérée comme un biomarqueur des dommages protéiques induits par les ROS. Une teneur élevée en carbonyle des protéines a été observée dans diverses maladies telles que le diabète, la polyarthrite rhumatoïde, la maladie d'Alzheimer, la dystrophie musculaire et la maladie de Parkinson (Iwai & Hirao, 2008; Singh et al., 2022).

1.5 Les antioxydants

L'antioxydant est une substance qui prévient les dommages causés par les radicaux libres. Ce sont des agents réducteurs qui peuvent ralentir ou arrêter les réactions d'oxydation directement en interagissant avec les intermédiaires de la réaction, ou en réagissant avec l'agent oxydant et en empêchant la réaction. Les antioxydants sont susceptibles de former la barrière protectrice la plus cruciale pour les cellules des organismes vivants contre les effets des radicaux libres (Fig. 9) (Campos et al., 2013; Moldogazieva et al., 2019; Tejero et al., 2019).

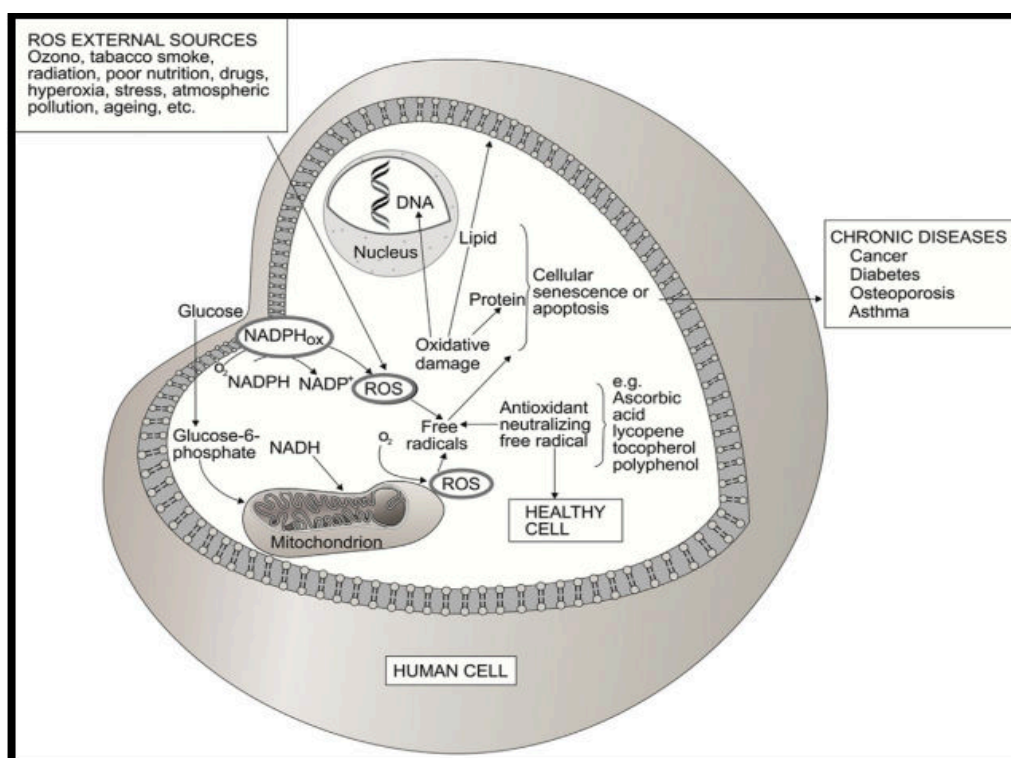


Figure 9 : Schéma d'une cellule humaine, susceptible d'être endommagée par des radicaux libres générés par des sources internes et externes (Sánchez, 2017)

1.5.1 Les antioxydants enzymatiques (Antioxydants endogènes)

Les systèmes antioxydants protecteurs de l'organisme sont principalement des enzymes cellulaires qui contribuent à maintenir l'équilibre redox, il existe cinq grandes familles : Le système de la thiorédoxine (agent réducteur efficace, et maintenant les autres protéines dans un état réduit) (**Fig. 10**). Le système du glutathion (régule l'homéostasie redox intracellulaire, élimine de nombreux ROS tels que H_2O_2 , O_2 et OH , restaurer l'acide ascorbique et un puissant détoxifiant des xénobiotiques). Les superoxyde dismutases (fournir une défense puissante contre la toxicité de l'oxygène à l'intérieur de la cellule). La catalase (présente dans la plupart des cellules et est considérée comme une enzyme antioxydante majeure, elle est activé lorsque la voie du peroxyde de glutathion approche de la saturation). Les peroxyredoxines (catalysent la réduction des peroxydes) (Valko et al., 2007; Collin, 2019; Moldogazieva et al., 2019; Tejero et al., 2019; Ali et al., 2020).

La protection de l'équilibre redox cellulaire peut être renforcée par la consommation d'antioxydants alimentaires, les antioxydants non enzymatiques comprennent l' α -tocophérol (vitamine E), l'acide ascorbique (vitamine C), le β -carotène et l'acide lipoïque (**Fig. 10**) (Campos et al., 2013; Panigrahi et al., 2014).

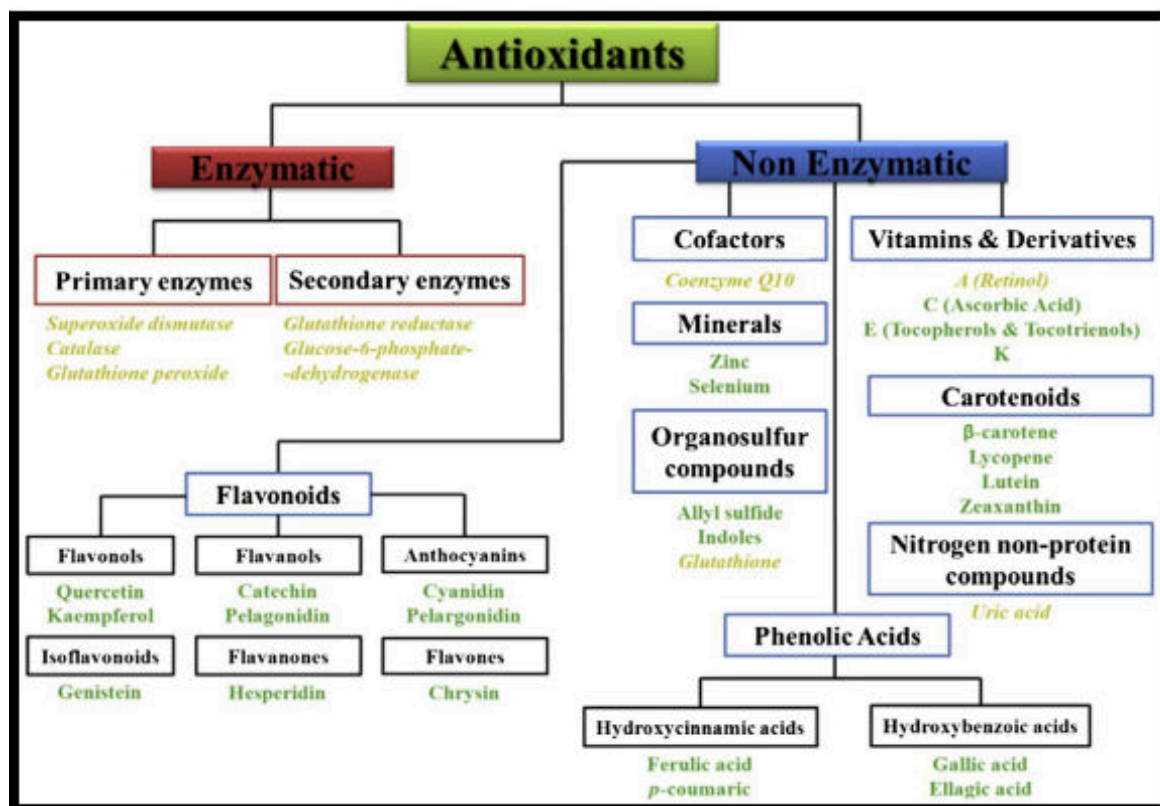


Figure 10 : Antioxydants naturels séparés en classes. (Les mots verts représentent les antioxydants exogènes, tandis que les mots jaunes représentent les antioxydants endogènes) (Carocho & Ferreira, 2013; Ali et al., 2020)

1.5.2 Les antioxydants non enzymatiques (Antioxydantes exogènes)

❖ Les composés phénoliques et les vitamines

Les composés phénoliques, à des concentrations mineures exercent une importante activité antioxydante en tant que piègeurs de radicaux *in vitro* contre les espèces (ROS). La consommation d'aliments à forte teneur en composés phénoliques (fruits et de légumes) à raison d'un gramme par jour est considérée comme utile pour réduire les risques de nombreuses maladies chroniques. Les lignanes et les stilbènes y compris les curcuminoïdes ont été largement évaluées en vertu de leurs propriétés antioxydantes (**Erdman et al., 2000; Manach et al., 2004; Montenegro-Landívar et al., 2021b, 2021a; Rahman et al., 2022**).

❖ Les aliments de conception et antioxydants

Connus sous le nom d'aliments fonctionnels désignent les aliments fortifiés ou enrichis en nutriments déjà présents dans leur composition ou en d'autres nutriments complémentaires. Ils sont conçus pour présenter des avantages pour la santé autres que leur valeur nutritionnelle traditionnelle. En raison de l'intérêt croissant pour les aliments fonctionnels ayant des attributs antioxydants, les probiotiques sont connus comme des sources potentielles d'antioxydants. Le stress oxydatif chez les patients atteints de diabète de type 2 peut être amélioré par des probiotiques multi-espèces (**Mishra et al., 2015; Soyuçok et al., 2018; Ali et al., 2020**).

1.6 Synergie dans l'action antioxydante

Les avantages des antioxydants alimentaires obtenus à partir d'aliments complets sont clairs, mais la consommation d'antioxydants uniques, hautement purifiés, sous forme de compléments alimentaires, reste controversée. Les fabricants de compléments alimentaires font souvent la promotion de leurs produits en citant le test ORAC (Oxygen Radical Absorbance Capacity), une mesure *in vitro* de la capacité antioxydante. Toutefois, une valeur ORAC élevée *in vitro* ne reflète pas nécessairement la capacité d'un complément antioxydant à atténuer le stress oxydatif *in vivo*. Une augmentation des valeurs ORAC dans le plasma ou le sérum peut ne pas être souhaitable si elle reflète une augmentation du stress oxydatif, de même, une diminution des valeurs ORAC dans le plasma pourrait refléter une diminution de la production d'espèces réactives, un résultat souhaitable. Les professionnels de la santé soutiennent que, l'intégration d'une grande variété d'aliments complets, en particulier de fruits et de légumes, dans le régime alimentaire constitue une stratégie supérieure pour protéger l'organisme du stress oxydatif chronique et des maladies qui lui sont associées (**Valko et al., 2007; Collin, 2019; Moldogazieva et al., 2019; Tejero et al., 2019**).

1.7 Choix des antioxydants

Les antioxydants les plus intéressants doivent avoir les propriétés suivantes (**Sen, 2003; Bengal, 2010; Di Meo & Venditti, 2020**) :

- efficaces à faible concentration ;
- suffisamment solubles dans le milieu oxydable ;
- leur produit de désintégration doit être biodégradable, inoffensif et non nuisible ;
- insipides et inodores et ne doivent pas transmettre de couleur au produit ;
- efficaces et stables dans une large gamme de pH, de températures et de conditions environnementales ;
- chimiquement non réactifs (neutres) avec les autres composants présents dans l'organisme.

2 Activité anti-inflammatoire

L'inflammation fait partie de la réponse biologique complexe des tissus vasculaires à des stimulus nocifs, tels que des agents pathogènes, des cellules endommagées ou des irritants. Elle est une série des réponse physiologiques bien coordonnées impliquant l'augmentation de la perméabilité vasculaire, l'œdème, le déploiement et l'accumulation de leucocytes, et la libération de médiateurs inflammatoires. Cependant, elle peut conduire à des troubles auto-immuns, à des maladies neurodégénératives ou à des cancers lorsque sa progression n'est pas contrôlée (**Marín-Ocampo et al., 2019; Bailly, 2022; Bendotti et al., 2022; Ge et al., 2022; Hilmayanti et al., 2022; Bendotti et al., 2022; Ge et al., 2022**). La réponse inflammatoire est essentielle au maintien de l'homéostasie. Elle entraîne des lésions tissulaires dues à la fibroplasie, à la leucocytose, à la production excessive de cytokines (**Choudhury et al., 2021**). La tempête de cytokines, une réponse inflammatoire hors de contrôle, est principalement responsable de la mortalité chez les patients atteints de COVID-19 (**Mahesh et al., 2021**).

2.1 Mécanismes de l'inflammation

Les mécanismes de l'inflammation impliquent une série d'événements dans lesquels le métabolisme de l'acide arachidonique joue un rôle important. Les enzymes cyclo-oxygénases COX constituent la première étape de la transformation de l'acide arachidonique en diverses prostaglandines, thromboxanes et prostacyclines (**Gunter et al., 2017; Søgaard & Sjøgaard, 2017; Chen et al., 2018; Pascottini et al., 2021**).

Il existe deux isoformes principales des enzymes COX : COX-1 et COX-2. La COX-1 est exprimée de manière constitutive dans de nombreux tissus et joue un rôle physiologique dans le maintien de la fonction rénale, la protection de la muqueuse gastrique et la régulation de l'agrégation plaquettaire. La COX-2 est considérée comme étant inductible par les cytokines pro-inflammatoires. Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) peuvent inhiber l'activité des enzymes (COX-1 et COX-2) et donc inhiber la synthèse des thromboxanes et des prostaglandines (PGE2). L'enzyme COX est libérée lors de la douleur et de l'inflammation, tandis que les thromboxanes et les PGE2 sont considérés comme les médiateurs des réactions allergiques telles que la vasoconstriction et l'inflammation (**Gunter et al., 2017; Søgaard & Sjøgaard, 2017; Pascottini et al., 2021**). Les anti-inflammatoires disponibles bloquent les deux activités enzymatiques et soulagent les symptômes (**Sarveswaran et al., 2017**).

2.2 Les fonctions biologiques des médiateurs inflammatoires

Les agents anti-inflammatoires sont des substances qui réduisent ou suppriment l'inflammation. Les médiateurs inflammatoires sont des molécules aux fonctions biologiques multiples. Puisque les médiateurs inflammatoires jouent un rôle dans l'induction et l'amplification de la douleur, leur inhibition peut être prise comme approche pour traiter la douleur, ce qui constitue une alternative prometteuse aux médicaments qui sont largement utilisés aujourd'hui (**Mounnissamy et al., 2007; Hou et al., 2018; Machairiotis et al., 2021**)

2.3 Types de l'inflammation

L'inflammation est classée en deux types : aiguë et chronique (**Marín-Ocampo et al., 2019**) :

2.3.1 L'inflammation aiguë

L'inflammation aiguë est une réponse rapide à un agent nocif qui sert à acheminer les médiateurs de la défense de l'hôte, les leucocytes et les protéines plasmatiques vers le site de la blessure, elle constitue une réponse initiale de l'organisme. L'inflammation aiguë comporte 3 composantes majeures (**Jadhav et al., 2010; Choudhury et al., 2021; Rakha et al., 2022**).

- ❖ Des altérations du diamètre vasculaire qui entraînent une augmentation du flux sanguin.
- ❖ Les médiateurs chimiques de l'inflammation aiguë sont : l'histamine (augmentation de la perméabilité), PGE 2 (vasodilatation), leucotriènes (augmentation de la perméabilité).
- ❖ La morphologie de l'inflammation aiguë.

2.3.2 L'inflammation chronique

Est un processus prolongé dans lequel la destruction des tissus et l'inflammation se produisent en même temps. L'étendue et les effets de l'inflammation peuvent varier en fonction de la cause de la blessure et de la capacité de l'organisme à réparer et à surmonter les dommages. Les symptômes courants sont la fatigue, la fièvre, les plaies buccales, les éruptions cutanées, les douleurs abdominales, etc. Les caractéristiques générales sont, l'infiltration de cellules mononucléaires (phagocytes, monocytes circulants, macrophages, etc.), la destruction ou nécrose des tissus et le changement prolifératifs : petits vaisseaux sanguins et fibroblastes. L'inflammation chronique joue un rôle impératif dans l'apparition et la progression des maladies chroniques, notamment le diabète, l'hypertension, le cancer, les allergies et l'asthme (**Wagh et al., 2009; Seyedian et al., 2019; Mahesh et al., 2021; Elhag et al., 2022; Rakha et al., 2022**).

3 Activité anti-diabétique

3.1 Le diabète en chiffres

En 2021, il est estimé que 537 millions de personnes sont atteintes de diabète, et ce nombre devrait atteindre 643 millions en 2030, et 783 millions en 2045. En outre, en 2021, 541 millions de personnes seraient atteintes d'intolérance au glucose. Il est également estimé que plus de 6,7 millions de personnes âgées de 20 à 79 ans mourront de causes liées au diabète. Plus de 1,2 million d'enfants et d'adolescents (jusqu'à 19 ans) seront atteints de diabète de type 1. Les dépenses de santé directes dues au diabète sont déjà proches de mille milliards de dollars américains. De plus, l'hyperglycémie pendant la grossesse (HIP) touche environ une grossesse sur six. Un autre motif d'inquiétude est le pourcentage toujours élevé (45 %) de personnes atteintes d'un diabète non diagnostiqué, qui est en grande majorité de type 2 (**Al-Faqeeh et al., 2021; Boyko et al., 2021; Chaturvedi et al., 2018**).

3.2 Définition de diabète sucré

Le diabète sucré, plus simplement appelé diabète, est devenu un problème de santé mondial et est une maladie de longue durée, non infectieuse, caractérisé par un trouble endocrinien et par une perturbation du métabolisme, associé à une hyperglycémie chronique (taux élevés de glucose dans le sang) à la suite de l'incapacité totale de l'organisme à produire de l'insuline ou en quantité insuffisante, ou ne peut pas utiliser efficacement l'insuline qu'il produit (**Hajam, Malik, et al., 2023; Hajam, Rani, et al., 2023**).

L'insuline est une hormone produite par le pancréas. Elle permet au glucose de la circulation sanguine de pénétrer dans les cellules où il est transformé en énergie ou stocké. Elle est également essentielle au métabolisme des protéines et des graisses. Un manque d'insuline, ou l'incapacité des cellules à y répondre, entraîne un taux élevé de glucose dans le sang (hyperglycémie), qui est l'indicateur clinique du diabète. Un déficit en insuline, s'il n'est pas contrôlé à long terme, peut endommager de nombreux organes du corps, entraînant des complications invalidantes et potentiellement mortelles telles que des maladies cardiovasculaires (MCV), des lésions nerveuses (neuropathie), des lésions rénales (néphropathie), l'amputation des membres inférieurs et des maladies oculaires (touchant principalement la rétine) entraînant une perte de la vue, voire la cécité. Toutefois, si le diabète est géré de manière appropriée, ces complications graves peuvent être retardées. Le diabète sucré se compose de quatre classes : Le diabète sucré insulino-dépendant de type 1, le diabète sucré non insulino-dépendant de type 2, les autres types et le diabète gestationnel (**Chauhan et al., 2010; Patel et al., 2012; Chaturvedi et al., 2018; Alam et al., 2019; Solikhah et al., 2020; Al-Faqeeh et al., 2021; Boyko et al., 2021**).

3.3 La Les enzymes α -glucosidase et α -amylase

La forme la plus courante de diabète sucré est le diabète de type 2, et son symptôme le plus typique est un taux de sucre élevé dans le sang. La méthode la plus couramment utilisée dans le traitement du diabète de type 2 est la surveillance et le contrôle de l'hyperglycémie. En outre, une autre stratégie importante consiste à réduire la glycémie par l'inhibition des enzymes α -glucosidase et α -amylase pour contrôler l'augmentation de la glycémie chez les diabétiques de type 2 (**Papoutsis et al. 2021**). Quand l' α -amylase est responsable de l'hydrolyse de l'amidon, l' α -glucosidase est responsable de l'hydrolyse des disaccharides (maltose et saccharose) en monosaccharides (glucose et fructose) (**Papoutsis et al. 2021**). L'inhibition de ces enzymes a été considérée comme une cible thérapeutique pour le contrôle du diabète de type 2 ainsi que de l'hyperglycémie (**Abbas et al., 2017**).

3.4 Médicaments antidiabétiques

La maladie du diabète sucré peut être prévenue en régulant le taux de sucre dans le sang à l'aide de différents types de médicaments, en s'adonnant à différents exercices ou à un régime alimentaire (**Kashikar & Tejaswita, 2011; Uttara Singh et al., 2012; Abbas et al., 2017; Mishra et al., 2017; Rashid & Sil, 2017**).

- ❖ **Diabète de type 1** : Les personnes atteintes de diabète de type 1 ont besoin d'injections quotidiennes d'insuline pour maintenir leur glycémie dans une fourchette appropriée.
- ❖ **Diabète de type 2** : Si le traitement avec un seul médicament antidiabétique n'est pas suffisant, une gamme d'options thérapeutiques combinées est maintenant disponible. Des injections d'insuline peuvent être nécessaires pour contrôler l'hyperglycémie aux niveaux recommandés si les médicaments non insuliniques ne permettent pas de contrôler la glycémie.

4 Activité hémolytique et agents anti-hémolytiques

4.1 Le sang

Le sang est un fluide visqueux, pH de 7,35 à 7,45. Une densité de 1,05 (plus dense que l'eau). Leur volume chez l'homme de 5 à 6 L et chez la femme de 4 à 5 L (8 % du masse corporelle). Constitué de plasma (matrice extracellulaire liquide, représente 55 % du volume sanguin) et des cellules sanguines (45 %), selon leur fonction elles sont classées trois catégories : les hématies (érythrocytes ou globules rouges), les leucocytes (globules blancs) et les thrombocytes (les plaquettes). L'hématopoïèse a lieu dans la moelle osseuse et dans les organes lymphoïdes. Ces cellules, ont des durées de vie différentes et qui se renouvellent constamment, mais elles demeurent en permanence en nombre constant dans le sang (**Béraud, 2014**).

4.2 Les érythrocytes et le stress oxydant

Comme l'érythrocyte transporte de l'oxygène et qu'il est exposé à un large éventail de produits chimiques dissous dans le plasma, il est particulièrement vulnérable aux dommages causés par les oxydants. Les effets de ces stress oxydatifs dépendent des composés impliqués, de leur concentration et des capacités métaboliques de l'érythrocyte. De nombreux médicaments oxydants sont des dérivés benzéniques substitués et facilitent la conversion de l'oxyhémoglobine en méthémoglobine et en peroxyde d'hydrogène. La méthémoglobine peut être réduite en oxyhémoglobine avec du nicotinamide dinucléotide réduit. Comme le peroxyde d'hydrogène peut provoquer une dénaturation étendue des protéines et une peroxydation des lipides, l'érythrocyte dispose d'un véritable mécanisme enzymatique pour le convertir en eau. Si une enzyme ou un substrat de cette chaîne de réactions devient inadéquat, que ce soit à la suite d'une carence héréditaire, d'un régime alimentaire ou d'une inhibition médicamenteuse, les érythrocytes deviennent vulnérables au stress oxydant (**Smith, 1987; Himbert et al., 2017; Meisenberg & Simmons, 2017**).

4.3 L'hémolyse physiologique

L'hémolyse, en général, produit une libération excessive du contenu érythrocytaire dans le plasma, à savoir une augmentation de l'hémoglobine et de la lactate déshydrogénase (LDH) et une réduction de l'haptoglobine et de l'hémoglobine glycosylée. L'hémolyse physiologique, quant à elle, doit être distinguée de l'hémolyse pathologique ou hyper-hémolyse. L'hémolyse est un état physiologique irréversible qui entraîne la dégradation des globules rouges après une durée de vie moyenne de 120 jours. La perte physiologique quotidienne (1/120e de la masse totale des cellules sanguines) est principalement concentrée dans la moelle osseuse, le foie et la rate. Elle est compensée par la production d'un nombre égal d'érythrocytes par la moelle osseuse. On distingue l'hémolyse intravasculaire et intratissulaire (**Smith, 1987; Li & Lykotrafitis, 2014; Himbert et al., 2017**).

4.4 L'hémolyse pathologique et l'hyper-hémolyse

Lorsque cette destruction se produit après une durée de vie restreinte, on parle d'hyper-hémolyse. Si l'hyper-hémolyse dépasse la compensation médullaire, il se développe le syndrome d'anémie hémolytique (AH), qui se caractérise par une hémoglobine (Hb) de moins de 130 g/L chez l'homme et de moins de 120 g/L chez la femme (**Li & Lykotrafitis, 2014; Himbert et al., 2017; Gallagher, 2020**).

4.5 Agents Anti-hémolytique

Consiste à s'attaquer aux facteurs de cause, ce sont des substances qui peuvent retarder ou inhiber l'hyper-hémolyse, notamment l'acide folique, les suppléments de fer, les suppléments de vitamine B et les corticostéroïdes (**Gupta et al., 2016; Olivares, 2017**).

4.5.1 Le fer

L'organisme étant incapable de synthétiser le fer, celui-ci doit être obtenu par l'alimentation. Les deux formes de fer qui sont conservées en réserve sont la ferritine et l'hémosidérine. Les nourrissons et les jeunes enfants sont les plus exposés à la déficience en fer. Une grave déficience en fer peut réduire le taux d'hémoglobine, diminuer l'érythropoïèse et entraîner une anémie microcytaire hypoproliférative, qui est désignée comme une anémie ferriprive (IDA). L'organisme utilise ses réserves de ferritine et d'hémosidérine lorsque l'équilibre en fer est perturbé (en raison d'un apport alimentaire insuffisant ou de pertes importantes) (**Clark, 2008; Olivares, 2017; Kumar et al., 2022**).

L'anémie se développe lorsque les réserves en fer sont usées, ce qui entraîne une baisse du fer plasmatique, ainsi le rythme de l'érythropoïèse se ralentit, les granules de fer sont manquants dans les érythroblastes et les sidérolites se disparaissent ensuite graduellement (Clark, 2008; Gupta et al., 2016; Olivares, 2017; Kumar et al., 2022).

4.5.2 Les vitamines B12 et B9

L'anémie mégaloblastique acquise, un sous-type d'anémie macrocytaire, se développe fréquemment à la suite d'une carence en vitamine B12 (cobalamine) ou plus rarement, en folates. La synthèse de l'ADN dépend de ces coenzymes, et des déficiences à cet égard peuvent entraîner une synthèse inefficace de l'ADN et, par conséquent, une hématopoïèse inefficace et une hémolyse intramédullaire. L'anémie mégaloblastique induite par les médicaments est de plus en plus reconnue, car un certain nombre de médicaments altèrent biochimiquement la synthèse de l'ADN. Il est estimé qu'environ 0,13 % de la réserve totale de vitamine B12 de l'organisme est perdue par jour. Par conséquent, il faut un certain temps pour épuiser les réserves de vitamine B12 de l'organisme même avec un apport nul en vitamine B12. L'acide folique est nécessaire à la méthylation, la réparation et la synthèse de l'ADN. La vitamine B-9 (folate) est nécessaire à l'érythropoïèse, elle joue également un rôle important dans le fonctionnement normal du cerveau et la santé mentale et émotionnelle. Sa carence est associée à l'anémie mégaloblastique, aux déficiences neuropsychiatriques (Clark, 2008; Gupta et al., 2016; Tomás Walter et al., 2017; Kumar et al., 2022).

4.5.3 Les corticostéroïdes

Dans l'anémie hémolytique auto-immune, les globules rouges sont endommagés prématurément, un anticorps est à l'origine de ce phénomène, ce qui réduit leur durée de vie. Dans ce cas, l'un de ces anticorps cible les globules rouges mais le facteur qui provoque cette hémolyse auto-immune est inconnu. Un médicament fabriqué à base de corticostéroïdes permet de réduire le taux de dégradation des globules rouges. Dans ce cas, les corticostéroïdes (cortisone ou un de ses dérivés) sont utilisés pour traiter uniquement les réponses immunologiques, et non l'anticorps implicite à l'origine de la maladie, ce qui permet de réduire le taux de dégradation des globules rouges. Des restrictions alimentaires sont nécessaires pendant le traitement aux corticostéroïdes (Ditmars et al., 2022; Evers et al., 2022; Murdych, 2022).

Matériel et Méthodes

Introduction

Les champignons sont l'une des sources naturelles les plus importantes de composés bioactifs en raison de la présence de nombreux composés possédant des vertus thérapeutiques. La présente étude a pour objectif d'une part de contribuer à la réalisation d'un inventaire des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen et à l'enrichissement de la flore fongique nationale et d'autre part la valorisation des extraits de certains macromycètes en soulignant les caractéristiques en termes de composants en métabolites secondaires et activités biologiques dont l'objectif est une éventuelle utilisation dans le cadre des applications thérapeutiques.

Ce travail a été réalisé essentiellement au niveau des laboratoires pédagogique, pole biochimie et pole microbiologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Abou bekr Belkaïd-Tlemcen.

Les analyses GC-MS ont été effectuées au sein de laboratoire de Catalyse et de Synthèse en Chimie Organique (LCSCO) Tlemcen.

Les principales étapes de la réalisation de la présente étude sont exposées dans la **figure 11**.

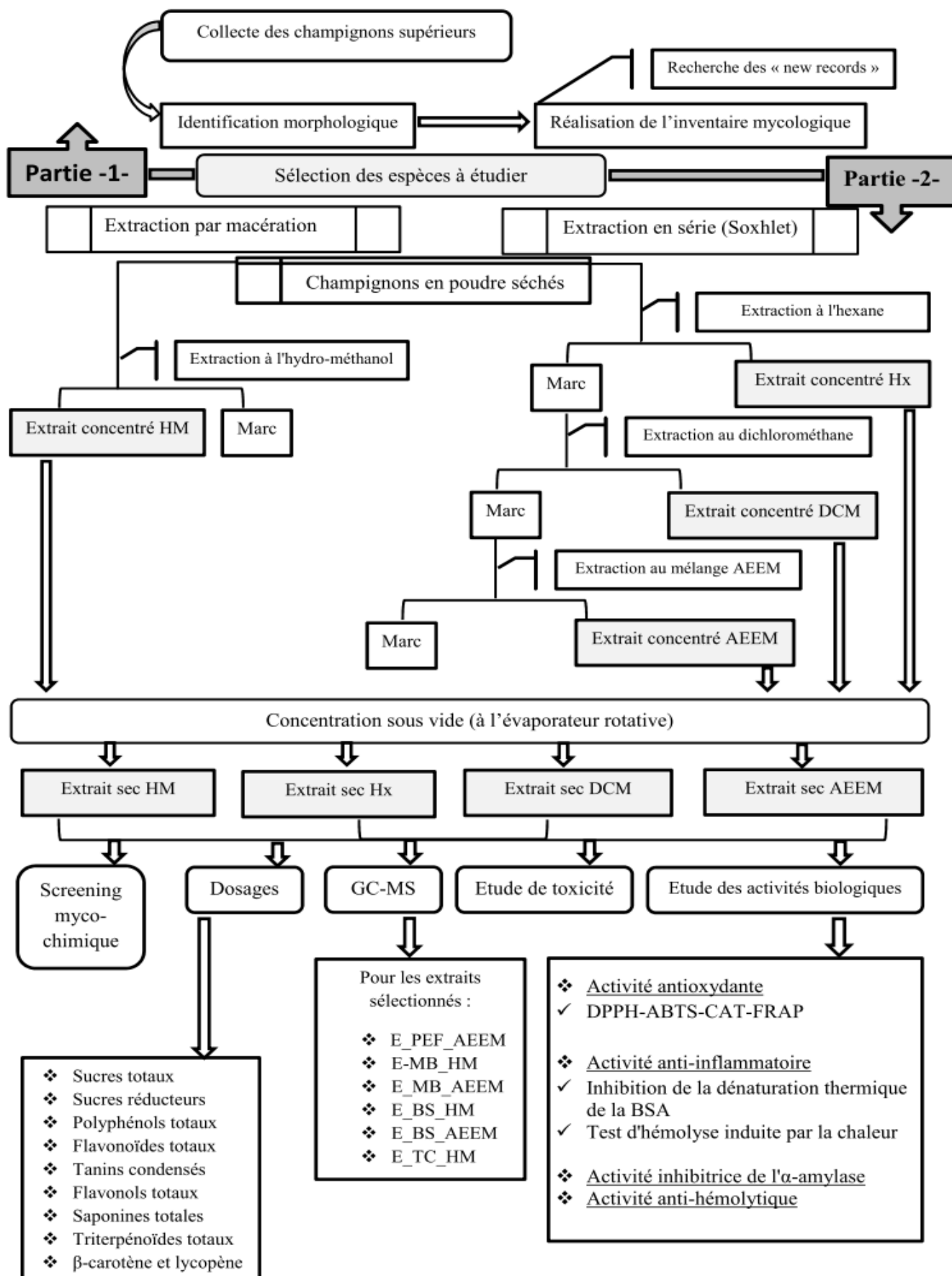


Figure 11 : Présentation générale du plan de travail

Partie I : Etude de la biodiversité et inventaire des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen

Chapitre I. Présentation de la zone et des sites d'étude

1 Zone d'étude

La zone d'étude est située au nord-ouest de l'Algérie, dans la wilaya de Tlemcen, couvrant une superficie de 9 017,69 kilomètres carrés et disposant de 120 kilomètres de côtes. Le chef-lieu de la wilaya est situé à 432 km à l'ouest de la capitale, Alger. Elle est bordée par la mer Méditerranée au nord, la Wilaya de Naama au sud, la Wilaya de Ain Temouchent à l'est, la Wilaya de Sidi Bel Abbes au sud-est, et enfin le Maroc à l'ouest. Son climat est de type méditerranéen (semi-aride). Les températures les plus élevées sont enregistrées en été, pendant les périodes sèches à faible pluviométrie et peut atteindre 45°C. En hiver, elle peut descendre en dessous de 0°C. L'indice pluviométrique d'Emberger est de 51,1 (**Ghalem et al., 2016; Appiagyei et al., 2020**). Les relevés mycologiques ont été réalisés durant la période allant de l'automne 2018 au printemps 2022, à différentes périodes de l'année entre Septembre et Mai, généralement après les périodes de pluies. Les 15 sites d'étude sont résumés dans le **tableau 5**.

2 Sites d'échantillonnage

Quinze sites d'échantillonnage détaillés dans le **tableau 5** ont été sélectionnés dans la zone d'étude pour la récolte et la collecte. Sur la base d'un échantillonnage ciblé, les stations qui semblaient homogènes et représentatives ont été choisies, en tenant compte les différentes positions biogéographiques qui se reflètent dans le climat, l'altitude, la diversité de la végétation et la composition physicochimique de sol. Ce choix s'est basé aussi sur les conseils des habitants locaux et sur la proximité des plantes hôtes.

La réalisation des cartes est effectuée par le logiciel ArcGis 10.3. Les données de la couverture de sol, les précipitations, l'humidité relatif, le profil de l'humidité de sol en utilisant le site internet : <https://power.larc.nasa.gov/data-access-viewer/>. Les températures en utilisant le site internet : www.climatologylab.org/terrclimate.html

Tableau 5 : Nomination des sites d'étude dans la wilaya de Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie)

| N° | Sites | Abréviations | Latitude | Longitude | Altitude (m) |
|----|--------------------|--------------|------------|------------|--------------|
| 1 | Tlemcen | T.L | 34°51'58'' | 01°28'02'' | 814 |
| 2 | Ghazaouet | G.Z | 34°04'48'' | 01°50'49'' | 74 |
| 3 | Hafir and Zariffet | H.Z | 34°47'52'' | 01°26'14'' | 904 |
| 4 | Terny Beni Hdiel | T.B.H | 34°46'38'' | 01°20'39'' | 1328 |
| 5 | Lalla Setti | L.S | 34°52'00'' | 01°17'52'' | 1098 |
| 6 | Dar Yaghmouracene | D.Y | 35°07'18'' | 1°34'23'' | 368 |
| 7 | Souahlia | S.H | 35°04'11'' | 1°43'39'' | 209 |
| 8 | Nedroma | N.D | 35°03'04'' | 01°43'11'' | 321 |
| 9 | Bouhlou | B.H | 34°50'06'' | 01°30'05'' | 292 |
| 10 | Honaïne | H.N | 35°09'09'' | 01°4'35'' | 392 |
| 11 | Aïn Kebira | A.K | 35°02'33'' | 01°42'28'' | 538 |
| 12 | Beni Ouarsous | B.O | 35°05'42'' | 01°37'15'' | 490 |
| 13 | Beni Snous | B.S | 34°37'50'' | 01°34'35'' | 875 |
| 14 | Souk Tlata | S.T | 35°02'35'' | 01°58'09'' | 342 |
| 15 | El Aricha | E.A | 34°27'52'' | 01°11'50'' | 1114 |

3 Méthodes d'inventaire

Plusieurs techniques de recensement des champignons sont utilisées, tel que transects aléatoires, stratifié sur quadrats, relevés fragmentés sur fragments homogènes. Chacune ayant ses avantages et ses contraintes. Notre objectif étant de contribuer à établir une liste de la diversité fongique des sites d'étude qui sont localisés dans différents étages bioclimatiques. La méthode la plus adaptée à notre travail été les transects aléatoires.

Chapitre II. Identification morphologique des champignons collectés

La limite de notre champ d'étude est définie comme suite :

1 Délimitation du champ d'étude

Il était nécessaire de nous déterminer une délimitation adaptée à notre champ d'étude et de définir les groupes à étudier en fonctions de nos objectifs. Notre sujet d'étude est consacré aux champignons supérieurs ou Macromycètes ou même encore appelé Macro-fungi, formant des fructifications différenciés épigées, semi-hypogées ou hypogées directement observables *in situ*. (supérieures à 1 cm de hauteur et de 2 mm de diamètre). Il nous semble utile d'inclure les lichens, considérés à présent comme des champignons et les Myxomycètes traditionnellement étudiés par les mycologues (désormais sont exclus du règne fongique), donc ils seront traités ici.

Nous avons bien pris garde de prospecter et de dénombrer tous les carpophores, ce qui a nécessité un minimum d'expérience. La première étape de reconnaissance des spécimens collectés, est de les répartir selon les plus importants groupes ou clades tel que les agaricales, les boletales, les polypores, les pezizales et les autres formes. L'identification a été basée sur les caractéristiques macro et microscopiques des carpophores frais, pour distinguer les champignons collectés, des photos ont aussi été prises et des fiches descriptives avec des clés de détermination ont été remplies avec le plus grand soin. La période entre la récolte et l'identification a été la plus courte possible afin d'éviter toute modification et dégradation éventuelle des caractères des champignons collectés.

2 Examen macroscopique

La reconnaissance morphologique a été réalisée en examinant les différentes parties des spécimens collectés, notamment : carpophores (marge, surface, couleur, forme, insertion au pied), l'hyménium (Lames, pores, densité, forme, ornementation), le stipe (présence d'anneau, voile, courtine), la chair (cassante, fibreuse), l'habitat et d'autres selon les cas des champignons.

Pour réussir à déterminer correctement une espèce, l'outil « clé de détermination », conçue à suivre un chemin décisionnel, avec une méthode au cours duquel sont décrits les caractères spécifiques d'un spécimen, pour cela il faut choisir entre deux ou plusieurs possibilités à chaque niveau d'observation. pour arriver au niveau soit du genre ou de l'espèce.

L'opération d'identification est établie en comparant ces résultats avec les clés de détermination des guides fiables et reconnus dans la discipline de la mycologie tel que : **Tiévant, (2001); Bon, (2004); Roux, (2006); Chaumeton, (2008); Gerhardt, (2008); Whelan, (2011); Courtecuisse and Duhem, (2013); Lamaison and Polese, (2013); Redeuilh et al., (2015); Brodo, (2016); Roux et al., (2017); Eyssartier and Pierre, (2017); McNeil, (2019); Polese, (2019); Burgaz et al., (2020) et Allen and Lendemer, (2021).**

Les fiches d'annotation (pour les agarics et les bolets) et les formulaires d'observation des champignons supérieurs doivent être organisés de manière à ce que la description soit enregistrée dans un ordre logique (**Annex 1 et 2**).

3 Examen microscopique

Afin d'avoir un meilleur avancement dans l'identification, l'examen à l'état frais ou avec les réactifs de Lugol (iode 1 g + iodure de potassium 2 g + eau 100 à 400 ml) et Melzer (iode 1.5 g + iodure de potassium 5 g + hydrate de chloral 100 g + eau 100 ml) s'avère important pour l'examen des basidiospores et des ascospores ainsi que le bleu de coton pour les coupes des mycorhizes. Après coloration, l'observation a été réalisée à l'aide d'un microscope binoculaire équipé d'une caméra.

Leurs dimensions ont été mesurées à l'aide du logiciel Piximeter, téléchargeable gratuitement sur le site <http://www.piximetre.fr>.

4 Etude taxonomiques

La nomenclature des taxons et leurs attributions taxonomiques rapportés dans le présent travail ont été vérifiés par rapport à la base de données Index Fungorum. Nom actuel, selon le site <http://www.speciesfungorum.org> et position dans la classification selon <http://www.indexfungorum.org> ou à la base de données MycoBankdatabase (<https://www.mycobank.org>).

Partie II : Etude myco-chimique et activités biologiques de quelques espèces des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen

Chapitre I. Matériel fongique

1 Identification morphologique des espèces étudiées

L'observation microscopique des spores de champignons, objet de cette étude, se fait à 1000X en immersion, sans ou avec coloration (Melzer ou Lugol). Les spores sont mesurées soit directement sous le microscope par graduation, soit en recourant à un logiciel qui exploite les images numériques des spores photographiées. La dernière technique est plus rapide et plus fiable. La fiabilité des mesures nécessite un étalonnage et une mesure d'un suffisamment nombre de spores (environ 30 spores).

La recherche de l'amyloïdité des spores a été effectuée en utilisant le réactif de Melzer.

Au contact du réactif de Melzer (chloral iodo-ioduré), les spores de certaines espèces présentent une coloration et cette coloration peut être expliquée comme suit:

- jaune clair à jaune brunâtre, dans ce cas les spores sont dites : "non amyloïdes"
- gris bleuté à noirâtre, elles sont dites : amyloïdes, du fait de la présence d'amidon dans les spores
- brun acajou à brun vineux, elles sont dites : dextrinoïdes ou pseudo-amyloïdes, en présence de glycogène ou de dextrans

Les mesures de la longueur (**L** en μm) et de la largeur (**I** en μm) ont été effectuées et le rapport (**Q**) ($Q = L / I$) est calculé pour chaque spécimen, avec un nombre de mesure (**N** supérieure à 30)

Le rapport (**Q**) fournit des informations sur la forme de la spore, puisque (**L**) est de profil toujours supérieur à (**I**), (**Q**) est donc près de 1 pour les spores rondes, et jusqu'à 3 ou plus pour les formes allongées.

Ces paramètres sont importants pour comprendre les caractéristiques morphologiques des spores (Ndong et al., 2011; Henriot & Cheype, 2016; Fortin & Labbé, 2019).

Les calculs sont donnés en utilisant la formule suivante :

(Min) min - moy - max (Max) dont les valeurs :

- **(Min)** et **(Max)** sont les valeurs exceptionnelles ;
- **(min et max)** sont les valeurs de l'intervalle ;
- **(moy)** est la valeur de la moyenne arithmétique.

Dans ce contexte, nous pouvons exprimer les dimensions sporales comme suit :

(L_{Min}) L_{inf} - L_{sup} (L_{Max}) x (I_{Min}) I_{inf} - I_{sup} (I_{Max}) ;

(Q_{min}) Q_{inf}-Q_{sup} (Q_{max}) ;

$V = \frac{4}{3} \pi \times (I/2)^2 \times (L/2)$ ou $V = 0,52 \times L \times I^2$ dont :

- **L** : longueur, et **I** : largeur ;
- **Q** : est le quotient sporique (**Q_e**, la valeur moyenne des valeurs **Q**) ;
- **V**: Le volume sporique (**V_e** : Le volume sporique moyen) ;
- **N** : est le nombre de mesure.

Les spores sont classées en regard de leur valeur **Q** comme indiqué ci-dessous dans le **tableau 6**.

Tableau 6: Les différentes formes de spores en fonction de leur quotient sporique **Q**

| Quotient sporique | Forme de la spore |
|-------------------|------------------------|
| < 1,05 | Globuleuse |
| > 1,05 et < 1,15 | Subglobuleuse |
| > 1,15 et < 1,30 | Largement ellipsoïdale |
| > 1,30 et < 1,60 | Ellipsoïdale |
| > 1,60 et < 2,00 | Oblongue |
| > 2.00 et < 3.00 | Cylindrique |
| > 3.00 | Bacilliforme |

2 Préparation des champignons supérieures collectés

Les fructifications des différents champignons sauvages ont été cueillies à la main dans des zones bien distinctes de la Wilaya de Tlemcen, durant la période de septembre 2019 jusqu'aux avril 2021 pendant la saison de disponibilité (**Tableau 7**). Ils sont récoltés au stade de maturation optimale, après un échantillonnage aléatoire de chaque espèce, les champignons ont été nettoyés de la matière végétale étrangère et des débris du sol ensuite lavés à l'eau distillée pour éliminer les particules de saleté, tranchés finement, mélangés, séchés à l'air puis dans un four à (35-40°C) pour réduire l'humidité et ensuite broyés pour former un échantillon homogène pouvant être considéré comme représentatif. Les échantillons ont été tamisés pour obtenir une granulométrie inférieure à 0,5 mm, puis conservés dans des sacs d'échantillons stériles et stockés dans l'obscurité à température ambiante.

Tableau 7. Nomination des sites d'étude dans la wilaya de Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie)

| N° | Espèces | Codes | Sites | Altitude |
|----|---|----------|----------------------------------|----------|
| 1 | <i>Pleurotus eryngii</i> var <i>ferulae</i> | 190120 | Boukhnaï, Souahlia (S.H) | 209 m |
| 2 | <i>Suillus mediterraneensis</i> | 031219A | Gnadaz, Nedroma (N.D) | 321 m |
| 3 | <i>Boletus satans</i> | 010520D | Ziatane, Dar Yaghmouracene (D.Y) | 368 m |
| 4 | <i>Melanogaster broomeianus</i> | 010520B | Ziatane, Dar Yaghmouracene (D.Y) | 368 m |
| 5 | <i>Tricholoma pseudonictitans</i> | 140120 | Lalla Setti, Tlemcen (T.L) | 1098 m |
| 6 | <i>Suillus collinitus</i> | DarSalah | Dar Salah, (Souk Tlata) | 342 m |
| 7 | <i>Terfezia claveryi</i> | 042021 | El Aricha | 1114 m |

3 Préparation des extraits bruts

L'extraction est la première opération pour l'obtention des substances bioactive, dans cette étape l'extraction est de type solide-liquide. Le matériel fongique (un solide) est mélangé avec le solvant d'extraction (un liquide).

3.1 Procédure de macération

Cette technique consiste à faire macérer l'échantillon séché dans le solvant et après une durée de 24 heures à l'obscurité le solvant sera filtré puis évaporé pour obtenir un extrait brut (**Raaman, 2006**).

Les échantillons ont été extraits deux fois, environ 50 g de poudre sèche de chaque champignon, ils ont été macérés pendant 24 heures à l'obscurité, à température ambiante dans 1000 mL du méthanol à 80% (1 :20. v/v). La solution récupérée est ensuite filtrée sur le papier filtre Whatman (n° 1). Après la première macération, le marc (résidu restant après la filtration) a été macéré à nouveau durant 48H en maintenant les mêmes conditions opérationnelles puis filtré de la même manière que le premier filtrat. Le filtrat récupéré (extrait concentré) a été homogénéisés et évaporé sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif à basse température (40-50 °C) et séché jusqu'à obtention d'un résidu sec dans un étuve à 37-40°C (extrait sec) et stockés dans un réfrigérateur à 4°C pour des utilisations ultérieure et étiqueté comme extrait hydro-méthanolique (**HM**).

3.2 Extraction à reflux

L'efficacité de l'extraction par Soxhlet (**Fig. 12**) est relative notamment du fait que le solvant qui se condense et entre en contact avec l'échantillon est toujours pur, ce qui permet de meilleurs rendements d'extraction. Dans le cas de la macération, le solvant permettant d'extraire la matière fongique peut arriver à saturation et perdre progressivement sa capacité d'extraction avec le temps. Par contre, la chaleur peut dégrader certains composés chimiques.

Dans le but de pouvoir extraire les composés éventuels des champignons étudiés, des extractions par épuisement consécutives du matériel fongique ont été conduites à reflux en utilisant un système Soxhlet suivant la procédure décrite par **Chaouche et al., 2015** en utilisant une série de solvants de polarité croissante: Hexane (**Hx**), Dichlorométhane (**DCM**), un mélange (**AEEM**) de (l'Acétone (20%) + l'Eau distillée (10%) + l'Ethyle Acétate (20%) + le Méthanol (50%)).

Dans une cartouche en cellulose, la poudre de chaque espèce est déposée, le volume de solvant doit être adaptée à la quantité de l'échantillon en poudre généralement un moyen de 700 ml de solvant pour 100g de poudre. La température d'extraction doit être plus élevée que la température d'ébullition de chaque solvant.

Aussi long que le solvant soit maintenu dans le ballon en ébullition, les étapes : ébullition, condensation, macération et vidange sont par effet siphon (**Fig. 12**) se répètent d'une façon cyclique. Un changement de couleur du solvant intervient lorsqu'il entre en contact avec l'échantillon.

L'opération d'extraction est terminée quand le solvant contournant la cartouche devient clair, c'est une indication que ce solvant ne retire aucun de ses composés de l'échantillon. L'eau de refroidissement est en circuit fermé à l'aide d'une pompe et un petit réservoir refroidi par des glaçons. Après avoir effectué le passage de chaque solvant, les extraits ont été évaporés sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif, la température utilisée est celle applicable à l'évaporation de chaque solvant (rotation 150rpm, température 40 à 60 °C). L'extrait concentré et l'extrait sec sont conservés à 4°C.

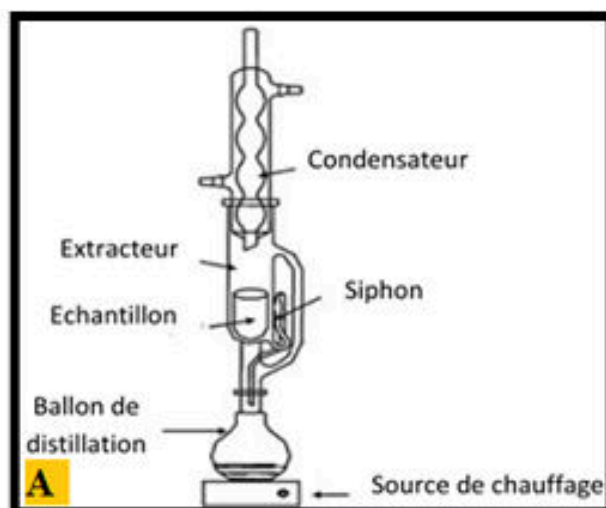


Figure 12 : (A) : Schéma simplifié de Soxhlet ; (B) Montage de dispositif d'extraction Soxhlet avec circuit fermé d'eau de refroidissement

4 Calculs des rendements en extraits secs

Un taux d'extraction est une évaluation de la capacité de la méthode d'extraction et du solvant à extraire des constituants spécifiques de l'échantillon. Le pourcentage de rendement de l'extraction est la teneur en extrait sec récupéré en poids par rapport à la teneur initiale de matériel fongique en poudre, exprimée en pourcentage (Murugan & Parimelazhagan, 2014), obtenu à l'aide de l'une des deux formules suivante :

Pourcentage de rendement (en extraits secs) = $(m/M) \times 100$ où:

m : le poids du résidu sec (en grammes) ; **M** : le poids de matériel fongique initial (en grammes).

Pourcentage de rendement (en extraits secs) = $(P_1 - P_2 / P_3) \times 100$ où:

P₁: le poids du ballon après évaporation (en grammes); **P₂**: le poids du ballon vide (en grammes); **P₃**: le poids de matériel fongique initial (en grammes).

Chapitre II. Etude myco-chimique

1 Screening myco-chimique

Dans le but de mettre en évidence les différentes classes de métabolites secondaires responsables des activités biologiques et qui peuvent être contenues dans les extraits des champignons testés. Une étude qualitative a été réalisée sur les différents extraits sur la base de réactions de précipitation, de coloration, de mousse ou de fluorescence sous lumière ultraviolette, en appliquant des techniques standard bien acceptées par divers auteurs. Ces tests ont été réalisés sur l'extrait concentré de chaque champignon. Les résultats ont été interprétés de la manière suivante : ++ : Fortement positif ; + : Faiblement positif ; - : Absence.

❖ Détection des saponines :

Suivant le protocole décrit par **Trease & Evans, (1987)**, 10 mL de l'extrait concentré a été fortement agité en utilisant un vortex pendant 5 min, puis a été laissé au repos pendant 20 min. Les saponines sont responsables de l'apparition d'une grosse mousse. La présence de saponines a été évaluée comme suit :

Pas de mousse = Test négatif

Mousse de moins de 1 cm = Test faiblement positif

Mousse de 1 à 2 cm = Test positif

Mousse de plus de 2 cm = Très positif.

❖ Détection des tanins (test au chlorure ferrique)

La présence de tanins a été mise en évidence en mélangeant 1 mL de l'extrait concentré avec 0,25 mL de la solution de chlorure ferrique FeCl_3 (1%). L'apparition d'une coloration verdâtre foncée, bleu-verdâtre ou bleu-noirâtre indique la présence de tanins (la coloration verdâtre foncée indique la présence des tanins caté-chiques et la coloration bleu-noirâtre indique la présence des tanins galliques) (**Trease & Evans, 1987**).

❖ Détection des flavonoïdes

La réaction de détection des flavonoïdes consiste à traiter 1 mL de l'extrait concentré avec 0,5 ml de HCl concentré (37%) et 0,5g de tournures de magnésium (petit morceau de feuille de magnésium métallique).

La présence de flavonoïdes a été démontrée si une couleur jaune, rose ou rouge se développe après 3 minutes (**Farnsworth, 1966**). Une couleur rouge cerise intense marquait la présence de flavonones. Les flavonols étaient indiqués par une couleur rouge orangé (**Brain & Turner, 1975**).

❖ Détection des alcaloïdes (test de Mayer et test de Wagner)

Le protocole décrit par **Gibbs (1974)**, consiste à transférer 0,5 mL de l'extrait concentré à analyser dans deux tubes à essai séparés. Après avoir ajouté un peu de HCl (1%, v/v) au milieu (pour acidifier le mélange), ajouter 0,5 mL de réactif de Mayer (obtenu par solubilisation de 5g de KI et 1,358 g de HgCl₂ dans 100mL d'eau distillée) dans le premier tube et 0,5 ml de réactif de Wagner (obtenu par solubilisation de 2 g de KI et 1,27 g de I₂ dans 100mL d'eau distillée) dans le second.

L'apparition d'un précipité blanc jaunâtre par le réactif de Mayer ou rouge orangé à brun pour le Wagner, respectivement, révèle la présence d'alcaloïdes. Le principe de ces tests est basé sur la capacité des alcaloïdes à se combiner avec les métaux lourds ou avec l'iode

❖ Détection des terpénoïdes (test de Salkowski)

Dans le protocole décrit par **Sofowora (1982)**, après l'ajout de 0,4mL de chloroforme et de 0,6 mL d'acide sulfurique concentré à 0,5 mL de l'extrait, le développement de deux phases avec un anneau brun à brun-rouge à l'interphase indique la présence de terpénoïdes.

❖ Détection des coumarines

Dans ce protocole, nous avons mélangé 1 ml d'extrait concentré avec 0,1 ml de NH₄OH (10%, p/v) dans le premier tube et le second tube a servi de référence (1 ml d'extrait concentré uniquement). Ensuite, quelques gouttes de contenu des tubes ont été prélevés et ont été séparément déposé sur un papier filtre puis exposés à la lumière UV (366nm).

La présence de coumarine a été indiquée par une fluorescence intense (une couleur verte jaune vif) observée pour l'échantillon contenant le NH₄OH (**Geissmann, 1962**).

❖ Détection d'antraquinone (test de Borntrager)

1 ml de l'extrait est soigneusement mélangé avec le même volume de solution ammoniacale à 10% (p/v), la présence d'antraquinone est mise en évidence par une couleur rose-violet ou rouge dans la couche ammoniacale (couche inférieure) (**Aiyelaagbe & Osamudiamen, 2009**).

❖ Détection d'anthocyanine

Quelques gouttes d'acide sulfurique concentré H_2SO_4 (2N) ont été ajoutées à 1 ml de chaque extrait concentré. Si le mélange devient rouge, puis une couleur bleu-violet apparaît après avoir ajouté 1 ml de NH_4OH , ceci indique la présence d'anthocyane (**Debray et al., 1971**).

❖ Détection des sucres réducteurs (test de Fehling)

1 ml de la solution à tester a été agité avec 1 ml de la liqueur de Fehling (solutions A et B). Le mélange a été chauffé dans un bain marie pendant 08 minutes. Le développement d'un précipité rouge brique ou rouge orangé indique la présence de sucres réducteurs (**Trease & Evans, 1987**).

❖ Détection des quinones

1 ml de chaque extrait a été traité avec 0,1ml de solution d'hydroxyde de sodium NaOH à 10% (p/v). Le virage de couleur jaune, rouge ou violette indique la présence de quinones (**Trease & Evans, 1987; Bruneton, 1999**).

❖ Détection des stéroïdes (réaction de Liebermann-Burchard)

1 ml de solution à tester avec 1 ml de chloroforme ont été soigneusement mélangés avec quelques gouttes de H_2SO_4 concentré et 3-4 gouttes d'anhydride acétique ont été ajoutées. L'apparition d'un anneau, dont la phase supérieure devient rouge et la phase inférieure d'acide sulfurique devient jaune avec une fluorescence verte, indique la présence de stéroïdes (**Trease & Evans, 1987**).

2 Étude quantitative

Les extraits obtenus par (**Hx**) et (**DCM**) ont été préparés et dilués dans du DMSO à 5 % afin d'améliorer et d'augmenter sa dissolution, alors que (**HM**) et (**AEEM**) en eau distillée, sauf contre-indication pour certains tests.

2.1 Dosage des sucres totaux

Principe

La méthode de détermination des sucres totaux par le réactif au phénol et acide sulfurique a été proposée pour la première fois par **Dubois et al., (1956)**.

À haute température et en milieu acide, les disaccharides sont décomposés en monosaccharides. En présence d'acide sulfurique, les monosaccharides subissent une déshydratation et se transforment en dérivés furfuraux, réagissent avec les phénols, en milieu acide, pour donner des complexes colorés (jaune-orange). L'intensité de la couleur est directement corrélée à la concentration en sucre.

Protocole expérimental

250 μ l de phénol (5% p/v) et 1250 μ l d'acide sulfurique concentré (95% v/v) ont été ajoutés à 250 μ l d'échantillon (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 ml d'eau distillée). Le mélange a été agité lentement puis a été bouilli dans un bain-marie à 105°C pendant 5 minutes, et ensuite laissé reposer 30 minutes à l'obscurité. L'absorbance a été mesurée à 490nm par rapport à un blanc contenant 250 μ l d'eau distillée (**Chen et al., 2012**).

Dans les mêmes conditions expérimentales, la courbe d'étalonnage est tracée en utilisant le glucose comme contrôle positif à différentes concentrations (de 10 à 100 μ g/mL, $R^2 = 0,9973$).

Expression des résultats

La concentration de sucres totaux a été calculée en se référant à une courbe d'étalonnage. Les résultats sont exprimés en microgrammes d'équivalents de glucose par milligramme d'extrait sec (μ g EG/ mg d'extrait).

2.2 Dosage des sucres réducteurs

Principe

Les sucres réducteurs ont été estimés dans tous les extraits de champignons en utilisant la méthode de l'acide 3,5-dinitrosalicylique (DNS) introduite par **(Miller, 1959)** avec quelques adaptations. Cette technique permet la détection des sucres réducteurs par colorimétrie, basée sur la réduction de l'acide 3,5-dinitro-salicylique (3,5-DNS) par les sucres réducteurs en acide 3-amino-5-nitrosalicylique. En milieu alcalin et à température élevée, le jaune (3,5-DNS) est réduit par les sucres réducteurs en acide 3-amino 5-nitrosalicylique et qui est caractérisé par une couleur rouge-orange **(Lindsay, 1973)**.

Protocole expérimental

250 µl de réactif DNS est mélangés à 250 µl d'extrait de chaque champignons (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 ml d'eau distillée) et incubés à 95°C pendant 15 minutes, ensuite 1250 µl d'eau distillée ont été ajoutés, puis le mélange a été laissé refroidir à température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 540 nm. Pour le blanc, les mêmes réactifs ont été utilisés sauf l'extrait, qui a été remplacé par de l'eau distillée **(Sawangwan et al., 2018)**.

Expression des résultats

Le glucose a été utilisé comme standard (0 à 500 µg/mL, $R^2 = 0,9974$). Les concentrations en sucres réducteurs ont été exprimées en (µg EG/ mg d'extrait sec).

2.3 Dosage des polyphénols totaux

Principe

La teneur en polyphénols totaux a été réalisée pour la première fois par **Folin & Ciocalteu, (1927)**. Il s'agit d'une méthode basée sur la capacité des phénols présents dans les extraits à réduire les acides phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$) présents dans le Folin-Ciocalteu de couleur jaune en un mélange d'oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}), en milieu alcalin. L'intensité de la couleur bleue est proportionnelle à la teneur en polyphénols présentes dans les extraits à testés **(Singleton & Rossi, 1965; Singleton et al., 1999)**.

Protocole expérimental

100 μ l de la solution d'échantillon (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 ml d'eau distillée) ont été ajoutés à 2 ml de carbonate de sodium à 2% (p/v), mélangés soigneusement et laissés reposer pendant 5 min, puis 100 μ l de réactif de Folin-Ciocalteu (1N) préparé juste récemment (réactif de Folin-Ciocalteu : eau distillée, 1 : 1, v/v) a été ajouté et soigneusement mélangé, en faisant réagir les composés phénoliques, une couleur bleue a été produite. Après 30 min de réaction dans l'obscurité totale, l'absorbance a été mesurée à 700 nm par rapport à un blanc de réactif en utilisant un spectrophotomètre Optizen 3220 UV (**Vermerris & Nicholson, 2008**).

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en utilisant un standard d'acide gallique comme contrôle positif (la gamme de linéarité était de 25 à 400 μ g/mL), dans les mêmes conditions expérimentales.

Expression des résultats

Le contenu des polyphénols totaux est exprimé en microgrammes d'équivalents d'acide gallique par milligramme d'extrait sec (μ g GAE /mg d'extrait), conformément à l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage ($R^2 = 0.9976$).

2.4 Dosage des flavonoïdes totaux

Principe

Le principe de cette méthode repose sur qu' en milieu alcalin en présence de NaNO_2 se réalise la nitration du cycle aromatique contenant le groupement catéchol, le chlorure d'aluminium (AlCl_3) est capable de générer des complexes acides avec les groupements ortho-dihydroxyle des cycles A ou B des flavonoïdes présents dans l'extraits, aussi d'établit des composés acides avec le groupement cétone et le groupement hydroxyle des flavones et des flavonols, ce que donne une couleur jaune devient aussitôt rose après l'addition de NaOH. L'intensité du changement de couleur est proportionnelle à la teneur en flavonoïdes présentes (**Zhishen et al., 1999 ; Dewanto et al., 2002**).

Protocole expérimental

Tout d'abord, une prise de 250 μL de la solution standard ou de l'échantillon (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 ml d'eau distillée) a été mélangé avec 75 μL d'une solution de NaNO_2 à 15% (p/v) et 1 mL d'eau distillée, laisser reposer pendant 6 min à température ambiante. 75 μL d'une solution d' AlCl_3 à 10% (p/v) a été ajoutée, après une incubation de 5 min à température ambiante, 1 mL de NaOH à 4% (p/v) a été ajoutés au mélange. Ajuster le volume final à 2500 μL par de l'eau distillée, puis agiter soigneusement afin d'homogénéiser le contenu. Le mélange a été laissé reposer pendant 30 minutes dans l'obscurité totale et l'absorbance a été mesurée à 510 nm contre un blanc préparé dans les mêmes conditions opératoires à l'exception de l'échantillon qui a été remplacé par de l'eau distillée (Heimler et al., 2005).

La catéchine a été utilisée comme standard pour la réalisation d'une courbe d'étalonnage, avec une gamme de linéarité allant de 25 jusqu'à 500 $\mu\text{g/mL}$, suivant le même protocole expérimental utilisé dans cet essai.

Expression des résultats

Le contenu en flavonoïdes totaux est exprimé en microgrammes d'équivalents de catéchine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g CE /mg}$ d'extrait), conformément à l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage ($R^2 = 0,9998$).

2.5 Dosage des tanins condensés

Principe

Une méthode colorimétrique a été utilisé pour déterminer la teneur en tannins condensés comme décrit par Goldstein & Swain, (1963). Les proanthocyanidines se dépolymérisent en présence d'acide chlorhydrique ou d'acide sulfurique, et sont converties en anthocyanidols de couleur rouge par interaction avec la vanilline, cette couleur est proportionnelle à la quantité de tanin condensé présent dans les échantillons mesurables à 550 nm (Sun et al., 1998).

Protocole expérimental

Un volume de 50 μL de chaque extrait (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 ml d'eau distillée) est versé dans 1500 μL de la solution de vanilline / méthanol à 4% (p/v) (4 g de vanilline /100 ml de méthanol).Après avoir été soigneusement mélangé, un volume de 750 μL d'acide chlorhydrique (HCl) concentré est ensuite additionné. Le mélange réactionnel obtenu est laissé réagir à température ambiante pendant 20 min.

L'absorbance est mesurée contre un blanc (le même mélange sans l'échantillon) à une longueur d'onde 550 nm. La catéchine a été utilisée comme standard pour la réalisation d'une courbe d'étalonnage, avec une gamme de linéarité de 25 à 900 $\mu\text{g}/\text{mL}$, suivant le même protocole expérimental (**Belviso et al., 2013**).

Expression des résultats

Le contenu en tannins condensés est exprimé en microgrammes d'équivalents de catéchine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g CE} / \text{mg}$ d'extrait), conformément à l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage ($R^2 = 0,9965$).

2.6 Dosage des flavonols totaux

Principe

La teneur en flavonols est estimée par spectrophotométrie telle que décrite par **Yermakov et al., (1987)**. Cette méthode est basée sur la chélation des ions Al^{3+} (**Granato et al., 2016**).

Protocole expérimental

Un volume de 0,25 mL d'échantillon (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 mL d'eau distillée) ou de différentes concentrations de standard mélangés avec le même volume d' AlCl_3 (2 %, p/v) et 1 ml d'acétate de sodium ($\text{CH}_3\text{CO}_2\text{Na}$) (50 mg/mL). Après une durée d'incubation de 2h 30min dans l'obscurité à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 440 nm contre un blanc (le même mélange réactionnel sans échantillon).

La quercétine a été utilisée comme standard pour la réalisation d'une courbe d'étalonnage, avec une gamme de linéarité allant de 0 à 140 $\mu\text{g} / \text{mL}$ et suivant le même protocole expérimental (**Adedapo et al., 2008**)

Expression des résultats

Le contenu en flavonols totaux est exprimé en microgrammes d'équivalents de la quercétine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g QE /mg d'extrait}$), conformément à l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage ($R^2 = 0,9998$).

2.7 Détermination des saponines totales

Principe

Le principe de détermination des saponines totales est établi sur la base de la réaction d'oxydation des saponines en présence de vanilline. L'agent oxydant au cours de cette réaction est l'acide sulfurique. Cette réaction est caractérisée par le développement d'une coloration violette proportionnelle à la quantité de saponines présentes dans l'extrait sec (Hiai et al., 1975; Hiai et al., 1976).

Protocole expérimental

Tout d'abord, 1 mg de l'extrait sec de chaque champignon étudié est dissous dans du méthanol aqueux à 80 %, à partir de ce mélange nous avons pris 0.25 mL que nous avons ajouté à 0,25 mL du réactif vanilline 8% (p/v) dans l'éthanol (8 g de vanilline /100 ml d'éthanol). Ensuite, 2,5 mL d'acide sulfurique à 72% ont été ajoutés et bien mélangés mais tous doucement. Le mélange réactionnel est placé dans un bain-marie ajusté à 60 °C pendant 10 min, puis refroidis dans un bain-glacé pendant 15 min.

La densité optique a été mesurée à 544 nm contre un blanc qui contient tous les réactifs précédemment décrits sauf que l'extrait est remplacé par le méthanol aqueux à 80 %.

La diosgénine a été utilisé comme étalon de référence à différentes concentrations (0 à 400 $\mu\text{g/ml}$) dans les mêmes conditions opératoires.

Expression des résultats

La teneur de saponine est exprimée en microgrammes d'équivalents de diosgénine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g de DAE/mg d'extrait}$) calculé à partir de la courbe standard ($R^2=0,9976$).

2.8 Détermination des triterpénoïdes totaux

Principe

Le principe de cette méthode est basé sur la réaction d'oxydation des triterpénoïdes en présence de la vanilline, en milieu acide (Xiang et al., 2001; Liu et al., 2005).

Protocole expérimental

L'extrait sec de chaque champignon est convenablement dissous dans l'éthanol à une concentration prédéterminée (1mg/mL). On a ajouté successivement à 200 µL de cette préparation, 300 µL de vanilline/acide acétique glacial (5 % p/v) (5 g de vanilline /100 ml d'acide acétique glacial) fraîchement préparés et 1000 µL d'acide perchlorique.

Le mélange a été incubé pendant 45 min dans un bain-marie à une température de 60°C dans l'obscurité. Puis il a été refroidi dans un bain de glace et 5 ml d'acide acétique glacial ont été ajoutés. L'absorbance a été mesurée à 548 nm contre un blanc (Fan & He, 2006; Chen et al., 2007).

Le standard et le blanc ont été préparés et analysés dans les mêmes conditions opératoires, à l'exception de 200 µl d'acide ursolique à différentes concentrations (0 à 300 µg/ml). comme contrôle positif et de 200 µl de méthanol pour le blanc.

Expression des résultats

La teneur en triterpénoïdes totaux est déterminée à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage d'acide ursolique ($R^2 = 0.9899$).

Les résultats sont exprimés en microgramme équivalent d'acide ursolique par milligramme d'extrait sec (µg EAU/mg d'extrait).

2.9 Détermination des β -carotène et lycopène

Principe

La teneur en β -carotène et en lycopène des différents extraits des champignons étudiés a été évaluée selon la procédure décrite par **Nagata & Yamashita, (1992)**. Il s'agit d'une méthode simple et rapide qui utilise les propriétés spectrales spécifiques des caroténoïdes.

Protocole expérimental

Une quantité de 10 ml d'acétone-hexane (4:6 v/v) a été ajoutée à 100 mg de l'extrait. Ensuite, il a été agité pendant 1 minute, puis filtré via un papier Whatman N°4. L'absorbance des filtrats a été mesurée à différentes longueurs d'onde : 453nm, 505 nm et 663 nm, (**Barros et al., 2007; Robaszkiewicz et al., 2010**)

Expression des résultats

Les teneurs de β -carotène et de lycopène ont été calculées en appliquant les équations suivantes:

$$\text{Lycopène (mg/100 ml)} = -0,0458 A_{663} + 0,372 A_{505} - 0,0806 A_{453}$$

$$\beta\text{-Carotène (mg/100 ml)} = 0,216 A_{663} - 0,304 A_{505} + 0,452 A_{453}$$

Les résultats ont été exprimés en μg de caroténoïdes /mg d'extrait sec.

3 Analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS)

Pour déterminer les composants bio-fonctionnels, on a procédé à une analyse GC-MS. Nous avons déployé la chromatographie en phase gazeuse Brucker Scion en conjonction avec un équipement de spectrométrie de masse, muni d'une colonne capillaire HP-5MS (25 m x 0,250 mm, épaisseur de la couche 0,25 μm). Les conditions instrumentales suivantes ont été maintenues : La température du four a été maintenue à 70°C pendant 2 min, puis elle a été portée à 285°C à une vitesse de 20°C/min, ensuite elle a été maintenue finalement pendant 20 min. Pour le chauffage de la ligne de transfert MSD, la température était de 285°C.

Les composants ont été séparés en appliquant de l'hélium comme gaz porteur à un débit constant de 1,2 mL/min. Environ 1 μL d'échantillon d'extrait (4, 7, 8 et 10 mg/mL selon chaque échantillons) a été injecté automatiquement (le rapport de division était de 2:1) en utilisant le mode de division. Le GC était équipé d'un spectromètre de masse quadripolaire ; les paramètres MS étaient détaillés comme suit : Énergie d'ionisation 70 eV, avec mode d'ionisation électronique (EI). Gamme de masses balayées : masse supérieure : 550 m/z et masse basse : 35 m/z.

Les spectres de masse des données de la bibliothèque NIST 2011 (National Institute of Standards and Technology) ont été pris comme référence pour identifier les pics des composés. Le pourcentage des constituants détectés a été calculé à l'aide d'un chromatogramme d'ions totaux (TIC).

Chapitre III. Etude de toxicité (Test d'hémolyse)

Principe

L'extrait de chaque champignon étudié a été testé sur des globules rouges humains (GR).

Le principe de la méthode adoptée dans le test de l'effet hémolytique *In vitro* consiste à mettre en suspension des érythrocytes humains avec diverses concentrations d'extraits après une période d'incubation à 37°C pendant 60 minutes. On mesure ensuite la fuite d'hémoglobine, qui représente les éclats de globules rouges. Le développement d'une coloration rouge dans le surnageant indique que l'extrait contient au moins une substance hasardeuse. Une absorbance plus élevée indique que l'extrait testé a un potentiel hémolytique plus puissant (Bomford, 1980; Andrä & Leippe, 1999 ; Lee et al., 2002 ; Yang et al., 2005; Li & Liu, 2008).

Conformément au critère établi par le standard ASTM E2524-08 (Méthode d'essai standard pour l'analyse des propriétés hémolytiques des nanoparticules) retirée et remplacée par ASTM E2524-22 de l'American Society for Testing and Material (ASTM), une procédure de test pour l'analyse des propriétés hémolytiques des nanoparticules, elle rapporte qu'un pourcentage d'hémolyse induite supérieur à 5% indique un risque de dommage sur les globules rouges humaines (Choi et al., 2011; Halevas et al., 2021). Le seuil de 5% est retenu dans le cadre de notre travail.

Protocole

Le test de l'effet hémolytique *in vitro* a été réalisé selon la procédure décrite par Yang et al., (2005) et modifié par Li & Liu, (2008).

Les étapes de ce protocole passent par les étapes suivantes :

Solution tampon phosphate de potassium (PBS pH 7,4 ± 0,2)

Des solutions de (Na₂HPO₄ 10 mM), (KH₂PO₄ 1.76 mM) et (KCl 2,7 mM) ont été soigneusement mélangé, ensuite une solution du (NaCl 137 mM) est additionnée afin d'obtenir une solution isotonique (iso-saline) pour un volume d'1 L, le pH est ajuster à 7,4 ± 0,2 (Mohan, 2003).

Préparation de globules rouges humains (HRBC)

- Le sang humain a été obtenu de manière aseptique à partir d'un donneur en bonne santé, sur tube héparinisé, ensuite centrifugé (2500 rpm pendant 10 min).
- Le culot est lavé trois fois, chaque fois après élimination de surnageant avec un volume égal de solution PBS.
- Le volume des cellules lavées (suspension érythrocytaire) a été mesuré et reconstitué sous forme de suspension diluée 20 fois en utilisant la solution PBS (5% v/v) pour obtenir un hémocrite de 2%.

Préparation des extraits

Les différentes concentrations des divers extraits des champignons testés ont été convenablement dissous dans du PBS (pH $7,4 \pm 0,2$). Quatre concentrations ont été testées, soit pour le contrôle positif soit pour chaque extrait.

Mise au point de test de l'hémolyse *in vitro*

- Dans des tubes à hémolyse, 10 μL mesurés avec précision à différentes concentrations de chaque extrait expérimental dissous dans du PBS (0,25, 0,5, 1 et 2 mg/mL) ont été mis en contact avec 990 μL de suspension érythrocytaire diluée à 5% (diluée 20 fois) précédemment préparée.
- Incubés les tubes dans un incubateur agitateur pendant 60 min à 37 °C.
- Après incubation, 250 μL de chaque essai (0,25, 0,5, 1 et 2 mg/mL) ont été doucement mélangés avec 750 μL de PBS.
- Puis la réaction est arrêtée avec un bain glaçon avant d'être à nouveau centrifugés pendant 10 min à 2 500 rpm.
- Afin de déterminer la fuite d'hémoglobine, l'absorbance de surnageant a été mesurée à 548 nm contre un blanc contenant du PBS.
- L'hémolyse complète (contrôle positif) a été préparée en mélangeant 950 μL d'eau distillée avec 50 μL de suspension érythrocytaire non diluée (en absence d'extrait), en respectant les mêmes conditions et les mêmes démarches expérimentales.
- Dans le même dispositif expérimental, la lyse spontanée (contrôle négatif) est préparée par le mélange de 1500 μL de PBS avec 500 μL de suspension érythrocytaire (en absence d'extrait).

Expression des résultats

Le pourcentage d'hémolyse a été évalué comme suit :

Pourcentage d'hémolyse (%) = $[(A_1 - A_0)/(A_2 - A_0) \times 100]$, où :

A₀ est l'absorbance de la lyse spontanée ou du contrôle négatif,

A₁ est l'absorbance de la lyse de l'échantillon (l'extrait),

A₂ est l'absorbance de la lyse maximale ou de l'hémolyse totale.

Toutefois, **la protection (%) = 100 - [Pourcentage de lyse (%)]**.

Chapitre IV. Etude des activités biologiques

1 Recherche de l'activité antioxydante

La détermination de l'activité antioxydante *in vitro* des extraits a été effectuée par des tests DPPH, ABTS, FRAP et CAT. L'acide ascorbique a été choisi comme contrôle positif pour la comparaison de son activité par rapport à celle des extraits dans les essais DPPH et FRAP. La capacité antioxydante totale CAT est évaluée à travers une gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique.

1.1 Capacité antioxydante totale (Test de phosphomolybdate)

Principe

En présence d'un agent antioxydant, ou éventuellement de l'extrait, le molybdène Mo (VI) (MoO_4^{2-}) est réduit en molybdène Mo (V) (MoO^{2+}), en milieu acide, cette réduction engendre la production d'un complexe vert (phosphate/ Mo^{5+}) (Prieto et al., 1999).

Protocole expérimental

Le protocole suivi dans notre étude a été décrit par Alam et al., (2013) :

- Tout d'abord, le réactif (TAC) a été préparé en mélangeant trois volumes égaux de trois solutions: Acide sulfurique 0,6 M (H_2SO_4), phosphate de sodium 28 mM (Na_3PO_4), et molybdate d'ammonium 4 mM ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$).
- Ensuite, 1 mL de ce réactif (TAC) a été combiné dans un tube avec 100 μL d'extrait qui a été préparé à une concentration de 1 mg/ml (1 mg d'extrait sec convenablement dissous dans 1 mL d'eau distillée ou de DMSO à 5 % pour les extraits Hx et DCM).

- Le blanc contenant 1 mL de la solution de réactif mélanger avec 100 µL de méthanol, incubé dans les mêmes conditions.
- Les tubes ont été partiellement bouchés, ensuite ils ont été incubés dans un bain-marie à 95°C pendant 90 minutes, après refroidissement à température ambiante, l'absorbance des solutions a été mesurée à 695 nm.
- L'acide ascorbique (de 0,046 à 1,485 µg/ml), dans les mêmes conditions que l'échantillon, a été utilisé pour établir la courbe d'étalonnage permettant d'estimer la capacité antioxydante de l'extrait.

Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en µg d'équivalents d'acide ascorbique par milligramme d'extrait sec (µg EAA/mg d'extrait) à partir d'une courbe d'étalonnage ($R^2 = 0,9987$).

1.2 Piégeage du radical DPPH•

Une technique spectrophotométrique largement utilisée dans l'étude de l'activité antioxydante, la réduction d'une solution éthanolique de 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle a été utilisée pour évaluer l'activité de piégeage des radicaux libres.

Principe

Cette méthode est basée sur la réduction du DPPH• en présence des antioxydants que renferment éventuellement l'extrait (un composé donneur de proton). La couleur violette de radical libre (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) disparaît rapidement en couleur jaune lorsque qu'il est réduit en (diphényle picryl hydrazine) par un agent donneur d'hydrogène à propriété anti-radicalaire. Ce changement de couleur révèle la capacité antioxydante de l'extrait en mettant en évidence son pouvoir à piéger les radicaux libres, ce qui est démontré par une baisse de l'absorbance à 517 nm (**Blois, 1958**).

Protocole expérimental

La méthode utilisée pour l'évaluation du piégeage du radical DPPH par les extraits des différents champignons étudiés est celle décrite par (**Tefiani et al., 2016**).

- 25 µL d'extrait à des concentrations différentes (de 9,5 à 500 µg/mL) ont été ajoutés à 975 µL d'une solution éthanolique de DPPH (60 µM) fraîchement préparé (2,365 mg de DPPH est préparé dans 100 mL d'éthanol).
- Le contrôle positif (le standard) est préparé, en parallèle, en mélangeant 25 µL de l'acide ascorbique à diverses concentrations avec 975 µL d'une solution éthanolique de DPPH (60 µM) fraîchement préparé.
- Le blanc est préparé pour chaque concentration d'extrait ou de contrôle positif, en mélangeant 25 µL de chaque concentration avec 975 µL d'éthanol.
- Le contrôle négatif est préparé, en mélangeant 25 µL éthanol avec 975 µL d'une solution éthanolique de DPPH (60 µM) fraîchement préparé, le blanc étant de l'éthanol.
- Chaque mélange réactionnel a été agité et laissé réagir pendant 30 minutes à température ambiante, dans l'obscurité totale.

L'absorbance a été mesurée à 517 nm. Chaque expérience a été réalisée trois fois.

Expression des résultats

La formule suivante a été utilisée pour déterminer le pourcentage d'inhibition :

$$IP\% = [(A_0 - A_1) / A_0 \times 100], \text{ où :}$$

IP% : le pourcentage de l'effet de piégeage du DPPH (pourcentage d'inhibition),

A₀ : absorbance du contrôle négatif (ne contenant pas d'antioxydant).

A₁ : absorbance de l'extrait ou du contrôle positif.

La valeur CI_{50} , exprimée en (µg/mL) indique la concentration de l'échantillon d'extrait capable d'inhiber 50% des radicaux libres DPPH, déterminée graphiquement à partir d'une courbe de régression logarithmique ou linéaires des pourcentages d'inhibition en fonction de diverses concentrations de l'extrait testé. Un extrait plus puissant est un extrait dont la valeur de CI_{50} est plus petite.

1.3 Piégeage du radical ABTS^{•+}

Principe

L'obtention du radical ABTS^{•+} résulte de l'oxydation de l'ABTS stable avec le persulfate de potassium ou le dioxyde de manganèse ou même l'enzyme de peroxydation en présence de H₂O₂, avec le développement d'une coloration verte bleue. le passage du radical ABTS^{•+} à la forme non radicalaire, en présence d'un agent antioxydant (donneur d'hydrogène), s'accompagne de la disparition de la couleur verte bleue (Miller et al., 1993; Re et al., 1999).

Préparation de la solution de radical ABTS^{•+}

La solution d'ABTS (7 mM) a été mise en réaction avec une solution aqueuse de persulfate de potassium (2,45 mM), en volumes égaux. Ce mélange après agitation est protégé de la lumière à température ambiante pendant une période d'incubation de 16 heures avant son utilisation, pour former une solution de radical ABTS^{•+} exploitable, avec une absorbance de $0,700 \pm 0,02$ à 734 nm.

Protocole expérimental

Le dosage du radical cationique ABTS^{•+} [(acide 2,2'-azino-bis-3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)] a été effectué conformément aux descriptions de (Abbou et al., 2022; Garrab et al., 2019).

- Brièvement, 10 µL de chaque extrait à différentes concentrations (09,37, 18,75, 37,5, 75 et 200 µg/mL) ont été soigneusement mélangés à 990 µL de la solution de radical ABTS^{•+} exploitable.
- Dans l'obscurité et à température ambiante, le mélange a été laissé réagir pendant 6 minutes et l'absorbance a été lue à 734 nm contre un blanc (10 µL de l'extrait mélangé avec 990 µL de l'eau distillée).
- Le trolox et l'acide ascorbique ont été utilisés comme standard (contrôle positif), dans les mêmes démarches expérimentales.
- 990 µL de solution d'ABTS^{•+} ont été mélangés à 10 µL d'eau distillée, pour réaliser le contrôle négatif contre un blanc d'eau distillée.

Expression des résultats

Le pourcentage de décoloration (pourcentage d'inhibition) pour chaque concentration a été estimé à l'aide de l'équation ci-dessous :

$$\text{Effet piègeur ABTS}^{\bullet+} (\%) = [(A_{\text{ABTS}} - A_s) / A_{\text{ABTS}}] \times 100, \text{ où :}$$

A_s est l'absorbance de la solution contenant l'échantillon ou le standard.

A_{ABTS} est l'absorbance de la solution d'ABTS (le contrôle négatif).

La capacité de piégeage des radicaux libres a été exprimée en tant que CI_{50} ($\mu\text{g/mL}$), qui représente la concentration nécessaire pour piéger 50% des radicaux $\text{ABTS}^{\bullet+}$, déterminée graphiquement à partir d'une courbe de régression logarithmique ou linéaires des pourcentages d'inhibition en fonction de diverses concentrations de l'extrait testé. Une faible valeur de CI_{50} signifie que l'extrait est très efficace.

1.4 Pouvoir réducteur du fer (FRAP)

Principe

Un indicateur important de l'activité antioxydante d'une molécule est son pouvoir réducteur lié à sa capacité à transférer des électrons. Un type de réaction d'oxydoréduction est la réaction de Fenton qui consiste à faire démarrer les processus de transformation du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) par des sels métalliques (sel de fer) afin de produire des espèces radicalaires. Le radical hydroxyle, ou HO^\bullet , qui est le deuxième oxydant le plus puissant dans la nature, est typiquement formé à la suite de cette réaction (**Oyaizu, 1986**).

Cette méthode consiste à évaluer le pouvoir des antioxydants présents dans les extraits testés des champignons, à réduire les ions métalliques de fer ferrique (Fe^{+3}), fournis par le ferricyanure de potassium $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ en fer ferreux (Fe^{+2}). Un pouvoir réducteur significatif est mis en évidence par une augmentation de l'absorbance à 700 nm (**Ilhami Gülçin, 2006**).

Protocole expérimental

Le pouvoir réducteur du fer des extraits a été déterminé suivant le protocole expérimental décrit par **Bursal & Köksal, (2011)**.

- 1 mL de l'échantillon à concentration variable (de 0,014 à 3,76 mg/mL) a été mélangé avec 2,5 mL d'une solution tampon phosphate 0,2 M (PBS, pH 6,6) et avec 2,5 mL d'une solution de ferricyanure de potassium $K_3Fe(CN)_6$ à 1% (p/v).
- Le mélange entier (pour chaque concentration) a été incubé à 50°C pendant 20 min, puis a été refroidi à température ambiante.
- 2,5 mL d'acide trichloracétique à 10% (v/v) ont été ajoutés pour acidifier le mélange réactionnel et pour arrêter la réaction. Puis les tubes ont été centrifugés à 3000 rpm pendant 10 min.
- Finalement, 2,5 mL du surnageant de chaque concentration ont été mélangés avec 2,5 mL d'eau distillée et 0,5 mL d'une solution de chlorure de fer à 0,1% (p/v) ($FeCl_3, 6 H_2O$).
- L'absorbance du mélange réactionnel est mesurée à 700nm contre un blanc (eau distillée). L'acide ascorbique a été utilisé comme contrôle positif dans cette méthode dans les mêmes conditions expérimentales.

Expression des résultats

La CE_{50} (concentration efficace 50) a été calculée graphiquement pour chaque extrait à partir de l'équation d'une courbe linéaire des absorbances obtenues en fonction des différentes concentrations de l'extrait testé. Elle correspond à la concentration de l'échantillon testé pour une absorbance de (0,5).

La valeur de la CE_{50} en ($\mu g/mL$) qui correspond à la concentration en antioxydants, nécessaire pour réduire 50% de la concentration initiale en ions ferriques, est un indice utilisé pour comparer et exprimer le pouvoir des capacités réductrices des substances bioactives de l'extrait.

L'augmentation du pouvoir réducteur de l'extrait est proportionnelle à l'absorbance. Plus la valeur de la CE_{50} est faible, plus l'activité antioxydante (réductrice) de l'échantillon testé est élevée.

2 Recherche de l'activité anti-inflammatoire

L'étude de l'activité anti-inflammatoire des extraits a été réalisée en utilisant la méthode d'inhibition de la dénaturation thermique des protéines et l'essai de stabilisation de la membrane (Test d'hémolyse induite par la chaleur).

2.1 Inhibition de la dénaturation thermique des protéines

Principe

L'activité anti-inflammatoire des extraits de champignons a été examinée en utilisant la méthode d'inhibition de la dénaturation par réaction de l'albumine. Le principe consiste à l'inhibition de la dénaturation du BSA provoquée par la chaleur (**Mizushima & Kobayashi, 1968**).

Préparation du tampon Tris-HCl (pH : 6,6 à 6,8)

Constitué par le mélange de deux préparations, la première consiste à faire dissoudre 1,22 g de Tris-HCl dans 200 ml d'eau distillée et la deuxième 0,6 g de Tris basique (Tris-Base) dissoudre dans 100 ml d'eau distillée.

Préparation du BSA 0.2 %

La solution de BSA 0.2 % est préparé dans le Tris-HCl.

Les deux solution Tris-HCl et BSA 0.2 % doivent être conservé au froid positif.

Protocole expérimental

Ce test est réalisé selon le protocole décrit par **Sakat et al., (2010)**.

- Dans des tubes à essais un mélange réactionnel composé de 1 ml de solution de BSA à 0,2 % a été mélangé avec 1 ml de différentes concentrations de préparations d'extraits ou de standard en utilisant le diclofénac de sodium (100 et 250 µg/mL).
- Une période d'incubation à 37 ± 1 °C pendant 15 min.
- La dénaturation a été induite en chauffant le mélange réactionnel à 72°C au bain-marie pendant 5 minutes, puis laissé refroidi.

- Un blanc, pour chaque concentration d'extrait (ou de standard) est également réalisé par un mélange de 1 mL d'extrait avec 1 mL de Tris-HCl. Le but de ce blanc est de soustraire l'absorbance de l'extrait (ou de standard) des résultats obtenus.
- L'absorbance a été mesurée à 660 nm par spectrophotomètre.
- Comme contrôle, un volume similaire d'eau distillée a été employé avec de BSA à 0,2 %, dans les mêmes conditions opératoires contre un blanc constitué d'eau distillée et de Tris-HCl.
- Le contrôle représente 100% des protéines dénaturées ; et les résultats sont comparés avec le standard.

Expression des résultats

Le pourcentage d'inhibition de la dénaturation de la BSA a été déterminé à partir de la formule suivante :

$$\text{Inhibition de la dénaturation (\%)} = [(A_{\text{contrôle}} \times A_{\text{échantillon}}) / A_{\text{contrôle}}] \times 100 \text{ où :}$$

$A_{\text{contrôle}}$ l'absorbance du contrôle.

$A_{\text{échantillon}}$ l'absorbance de l'extrait testé (ou de la standard).

2.2 Test de la stabilisation de la membrane érythrocytaire (Test d'hémolyse induite par la chaleur)

L'hémolyse induite par la chaleur des globules rouges humains (HRBC) a été réalisée comme décrit par **Shinde et al., (1999)** avec quelques adaptations **Okoli et al., (2008)**.

Les préparations expérimentales

- Le sang a été lavé trois fois avec une solution tampon isotonique (PBS pH 7.4). Le culot de globules rouges résultant a été reconstitué et mesuré avec (PBS pH 7.4) pour aboutir à une suspension de (40% v/v).
- Les différentes concentrations des divers extraits des champignons testés (250, 500 et 1000 µg/ml) et de control positif (l'acide ascorbique) ont été convenablement dissous dans du PBS (pH 7,4 ± 0,2).

- Les différentes concentrations de control positif (standard de référence), l'acide acétylsalicylique et l'Indométhacine (un anti-inflammatoire non stéroïdien, de groupe des indoliques) ont été convenablement dissous dans du PBS (pH $7,4 \pm 0,2$).

Protocole expérimental

- 2,5 ml de l'extrait ou de standard à doses progressives et 50 μ l de la suspension d'érythrocytes (40% v/v) ont été mélangés doucement (en inversant le tube à essai).
- Dans le même volume, le contrôle négatif (PBS sans échantillon) est préparé suivant les mêmes démarches expérimentales.
- Deux séries des tubes ont été préparés :
 - ✓ La première série de tubes, a été incubée dans un bain marie régulier à 54°C pendant 20 minutes.
 - ✓ La deuxième série a été maintenue à une température entre (0°C à -5°C) dans un congélateur pendant 20 minutes.
- Le mélange réactionnel a été centrifugé pendant 5 minutes à 5000 rpm.
- L'absorbance de la fuite d'hémoglobine du surnageant a été mesurée à 540 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

Expression des résultats

Le taux en pourcentage d'inhibition de l'hémolyse dans le test a été calculé à partir de la formule suivante :

$$\text{Inhibition de l'hémolyse (\%)} = 1 - [((A_2 - A_1) / ((A_3 - A_1)) \times 100], \text{ où :}$$

A₁ : absorbance de l'échantillon (extrait ou standard) test non chauffé.

A₂ : absorbance de l'échantillon (extrait ou standard) test chauffé.

A₃ : absorbance du contrôle négatif chauffé.

3 Evaluation de l'activité inhibitrice de l' α -amylase-Recherche de l'activité antidiabétique

En utilisant la méthode de l'acide 3,5-dinitrosalicylique (DNSA) adaptée par **Bernfield, (1955)** et **Steverson et al., (1984)** avec quelques modifications.

Principe

Selon **Bernfield, (1955)**, cette méthode consiste à estimer l'effet inhibiteur potentiel de différentes doses de l'extrait sur l'activité de l' α -amylase. Le substrat utilisé est l'amidon. L'acarbose, molécule de référence dans l'inhibition de l' α -amylase, a été utilisé comme contrôle positif.

En milieu alcalin et à haute température, l'oxydation des fonctions aldéhyde et cétone libres des sucres provoque simultanément la réduction de l'acide 3,5 dinitrosalicylique (DNSA) de couleur jaune-orange en acide 3-amino 5-nitrosalicylique de couleur rouge-orange qui absorbe à 540 nm. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de sucres réducteurs présents dans le milieu réactionnel.

Préparation des solutions

- ❖ Solution tampon phosphate (0,02 M, pH 6,9) : 2,84 mg/ml de phosphate de sodium dibasique et 2,4 mg/ml de phosphate de sodium monobasique avec 0,006 M de NaCl.
- ❖ Solution d'amidon (1%) : 1g d'amidon a été dissous dans 100 ml de PBS, sous agitation à une température de 50-70°C.
- ❖ La solution d'enzyme α -amylase (E.C.3.2.1.1) a été préparée à 1,3 UI/ml en milieu réactionnel ce que correspond à la dissolution de 0.0064 g d'enzyme lyophilisée dans 20 mL du PBS.
- ❖ Le réactif coloré DNSA : l'acide 3,5-dinitrosalicylique (96 mM) a été ajouté à une solution de tartrate de potassium sodique tétrahydraté (5,3 M) dissous dans du NaOH (2M)). Le réactif obtenu est conservé à l'abri de la lumière et à 4°C.

L'optimum de l'activité catalytique est évalué à une température de 25°C pour un pH 6,9. Ces solutions et le DNSA ainsi que les tubes ont été préférentiellement pré-incubés à 25°C pendant 30 minutes.

Protocole expérimental

Suivant le protocole décrit par **Steverson et al., (1984)** et **Mezouar et al., (2021)**

- 200 µL de solution enzymatique ont été mélangés avec 200 µL contenant des dilutions en série de chaque extrait ou de l'acarbose (20-300 µg/ml), l'ensemble est agité et incubé pendant 10 min à 25°C.
- Ensuite, 200 µL de solution d'amidon (1%) ont été ajoutés au mélange, puis incubés pendant 15 min à 25°C.
- Ensuite, 400 µL de réactif coloré DNSA ont été additionnés.

Après cela, Le mélange a été placé pendant 5 min au bain-marie à 100 °C et ensuite déposé dans un bain de glace provoquant un choc thermique conduisant à l'arrêt de la réaction entre le DNSA et le maltose.

- Après cette étape, les mélanges ont été dilués avec 1 ml d'eau ultrapure, l'absorbance a été mesurée avec un spectrophotomètre à 540 nm.
- Le blanc a été préparé en ajoutant 200 µl de chaque dose d'extrait (ou d'acarbose) avec 200 µL de PBS en suivant les mêmes conditions expérimentales.
- Le contrôle négatif (100% d'activité enzymatique) est constitué de 200 µL de solution tampon avec 200 µL d'amidon et 200 µL de solution enzymatique. Son blanc est constitué de 400 µL de solution tampon phosphate avec 200 µL d'amidon, les mêmes étapes expérimentales ont été réalisées.

Expression des résultats

Le pourcentage d'inhibition a été calculé par la formule suivante :

$$I (\%) = [(A_{\text{contrôle négatif}} - A_{\text{échantillon}}) / A_{\text{contrôle négatif}}] \times 100.$$

I (%) : pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase.

A_{contrôle négatif} : absorbance de contrôle négatif.

A_{échantillon} : absorbance de l'extrait ou de l'acarbose (pour chaque concentration).

La valeur CI_{50} (concentration inhibitrice de 50%) en ($\mu\text{g/mL}$) a été défini comme la concentration de l'échantillon inhibant 50% de l'activité α -amylase, elle a été déterminée à partir des équations des courbes de régression logarithmique des pourcentages d'inhibition en fonction des concentrations des extraits.

4 Recherche de l'activité anti-hémolytique

L'effet anti-hémolytique des extraits des champignons testés est déterminé *in vitro* en fonction d'un modèle d'érythrocyte. Ce type de cellule est facilement isolable à partir du sang et sa membrane possède des caractéristiques similaires à celles des autres cellules.

Principe

Dans ce test, la résistance des érythrocytes prétraités avec les extraits de champignons à l'attaque des radicaux libres a été évaluée par un système de test antioxydant basé sur l'inhibition de l'hémolyse érythrocytaire induite par les radicaux libres. L'addition dans le milieu réactionnel de molécules à activité antioxydante (éventuellement les extraits à tester) retarde l'apparition de l'hémolyse. Le dichlorhydrate de 2,2,-azobis (2-amidinopropane) (AAPH) dont la structure est ($\text{C}_8\text{H}_{20}\text{Cl}_2\text{N}_6$) a été utilisé pour induire la chaîne d'oxydation des radicaux libres dans les érythrocytes en provoquant une hémolyse oxydative.

Le dichlorhydrate de 2,2,-azobis (2-amidinopropane) (AAPH) est un initiateur azoïque couramment utilisé dans les études biologiques, caractérisé par sa grande capacité à déclencher des oxydations radicalaires et nucléophiles à température physiologique. Leur décomposition produit des radicaux peroxydes, initiant la peroxydation des lipides. Ainsi, il oxyde les résidus de méthionine et de tryptophane (Miki et al., 1987; Niki et al., 1988; Sugiyama et al., 1993).

Préparation de la solution AAPH

L'AAPH dissous dans une solution saline tamponnée au phosphate (PBS) à un pH de 7,4 \pm 0,02 avec une concentration finale de 50 mM, a été utilisé pour induire la chaîne d'oxydation des radicaux libres dans les érythrocytes.

Les préparations expérimentales

- Dans les mêmes conditions opératoires indiqués dans le test d'hémolyse ont été préparés, la solution iso-saline de PBS (pH $7,4 \pm 0,2$), ainsi la suspension érythrocytaire reconstituée avec un hématocrite de 2%.
- Les différentes concentrations des divers extraits des champignons testés et de control positif (l'acide ascorbique) ont été convenablement dissous dans du PBS (pH $7,4 \pm 0,2$).
- Quatre concentrations ont été testées, pour le control positif et pour chaque extrait.

Protocole expérimental

Suivant le protocole décrit par **Dai et al., (2006)** et **Ramchoun et al., (2015)**.

- Tout d'abord, une suspension érythrocytaire à 2% d'hématocrite a été fraîchement préparée. Sur une microplaque 96 puits, les aliquotes de 20 μL de cette suspension érythrocytaire ont été pré-incubés avec les différentes concentrations des extraits dissous dans du PBS à 37°C pendant 15 minutes.
- L'attaque radicalaire a été induite par l'addition de 200 μL d'AAPH (50mM).
- Afin de mesurer le plus précisément possible le temps de demi-hémolyse, la cinétique de la disparition progressive des globules rouges (la fuite d'hémoglobine) a été suivie pendant cinq heures d'incubation à 37°C en mesurant dynamiquement la diminution de l'absorbance à 620 nm, en utilisant un lecteur de microplaques toutes les 15 min (absorbance du surnageant).
- Comme contrôle négatif, des érythrocytes dans du PBS avec de l'AAPH ont été employés (absorbance d'hémolyse complète) dans les mêmes conditions opératoires .
- L'acide ascorbique a été utilisé comme agent anti-hémolytique de référence (control positif) suivant les mêmes démarches expérimentales.

Expression des résultats

❖ Taux d'hémolyse (%)

Les pourcentages des taux d'hémolyse ont été calculé à partir de l'équation suivante:

$$\text{Hémolyse (\%)} = (A_{\text{échantillon}}/A_{\text{contrôle négatif}}) \times 100.$$

$A_{\text{échantillon}}$ Absorbance du surnageant de l'extrait ou de standard (control positif)

$A_{\text{contrôle négatif}}$ Absorbance control négatif (Témoin ou hémolyse complète).

❖ Temps de demi-hémolyse(HT_{50})

La résistance des globules rouges à l'attaque des radicaux libres a été exprimée par le temps nécessaire à la lyse de 50 % des érythrocytes (temps de demi-hémolyse, HT_{50}).

La concentration d'extrait correspond à une inhibition de 50 % a été calculée à partir de la courbe dose-réponse obtenue en traçant le pourcentage d'hémolyse en fonction des concentrations d'extrait (**Annex3**).

Les résultats sont exprimés comme suit : (Moyenne $HT_{50} \pm EM$, $n= 3$) (**Lesgards et al., 2005; Girard et al., 2006**).

❖ Le temps d'hémolyse (ΔT)

Le temps différé d'hémolyse (ΔT), est calculé comme suit :

$$\Delta T(\text{min})= HT_{50}(\text{échantillon}) - HT_{50}(\text{Témoin}) \text{ où :}$$

HT_{50} est le temps d'hémolyse à 50% (min) obtenu graphiquement à partir de la courbe d'hémolyse (soit pour l'échantillon, soit pour le témoin) (**Fig. 13**) (**Takebayashi et al., 2010**).

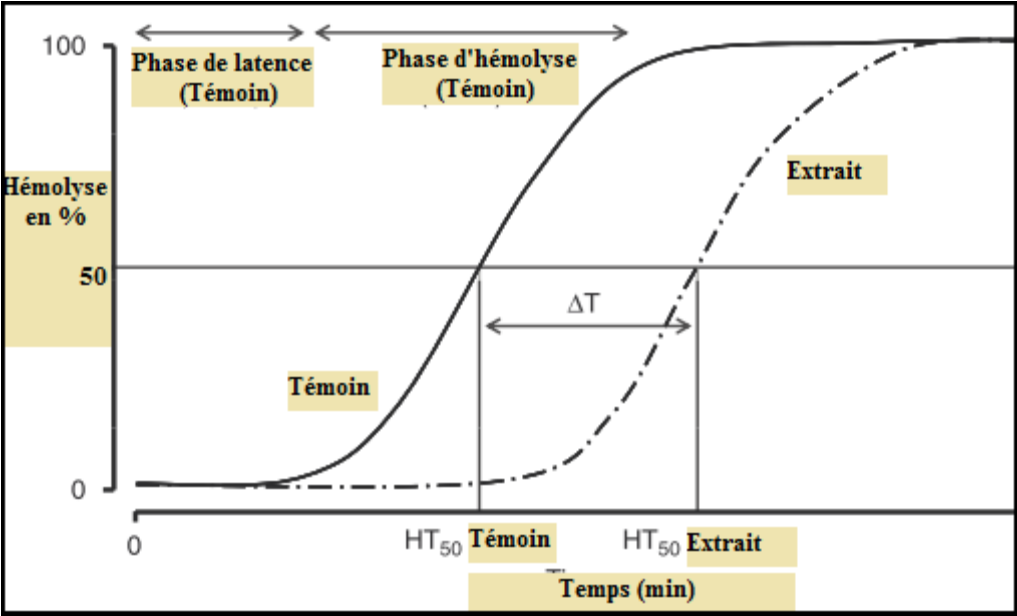


Figure 13 : Illustration schématique de la courbe d'hémolyse, (HT_{50}) et (ΔT) (Takebayashi et al., 2010)

Analyses statistiques

Tous les tests ont été effectués trois fois afin de déterminer leur reproductibilité. Les résultats ont été donnés sous forme de valeurs moyennes (Moyenne \pm EM, $n=3$).

L'analyse statistique des différents résultats obtenus est déterminée par une analyse de variance (ANOVA) à un facteur suivi du test post hoc de Tukey pour des comparaisons multiples (comparaisons deux à deux de Tukey) avec un niveau de confiance de 95 %. Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents.

Les niveaux de signification des comparaisons effectuées par rapport au standard sont déterminés par le test t à deux échantillons (ns : $p > 0,05$ non significative), (*: $p \leq 0,05$ significative), (** $p \leq 0,01$ hautement significative) et (***) $p \leq 0,001$ très hautement significative).

Les analyses statistiques ont été réalisées en utilisant le logiciel Minitab 18.

Les courbes et les histogrammes ont été tracés à partir du logiciel Microsoft Office Excel 2019.

Résultats et interprétations

Partie I : Etude de la biodiversité et inventaire des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen

La présente étude se concentre uniquement sur les espèces relevant aux ascomycètes et aux basidiomycètes et appartenant aux Eumycètes (y compris les Myxomycètes) car ils possèdent suffisamment de volume pour être observés à l'œil nu.

1 Analyse des prospections mycologiques

La nature imprévisible de la croissance fongique possède le principal défi au cours de l'enquête mycologique. La deuxième composante méthodologique qui détermine le résultat de toute enquête myco-écologique est la surface d'échantillonnage. Cette restriction particulière à l'étude des champignons a été évoquée, ce qui a nous conduit à choisir une approche réalisable qui tienne compte du nombre de stations et de l'imprévisibilité des champignons, surtout lorsqu'on constate qu'aucune recherche antérieure sur les habitats choisis dans notre étude n'a été publiée. La fréquence des prospections diffère d'une région à l'autre, et cela dépend des moyens et des capacités disponibles, la distance entre les sites est un facteur primordial. L'objectif principal de notre travail a été juste de rechercher et de confirmer l'existence réelle d'une espèce de champignon, les sites vallonnés et moins accessibles ont été moins prospectés. L'uniformité des fréquences de visite se répercute naturellement sur le nombre d'espèces recensées, mais cela n'est pas forcément applicable à toutes les stations, exemple d'El Aricha, aussi les longues périodes de sécheresse ce qui rend toutes sorties sur terrain inutile. Bien évidemment, le nombre d'espèces repérées reste en fonction de la période du développement du champignon, la visibilité des carpophores (leur taille, qui peut ou non être repérable ou détectable sur le terrain), de l'intensité des recherches, de la superficie investiguée lors de ces prospections. Les variables biotiques et même abiotiques ont une influence directe sur la fréquence de ces espèces par site et également par année. Par conséquent, nous ne sommes pas en mesure de déterminer un lien définitif ou une corrélation nette entre la fréquence des relevés effectués en milieux d'étude et le taux d'identification des espèces.

2 La répartition écologique et géographique

En effet, il est impossible pour un individu seul avec l'aide de quelques personnes disposant de quelques heures de prospection, d'inventorier de manière exhaustive des surfaces importantes. Le choix du mode d'échantillonnage a été fait pour satisfaire au mieux les deux objectifs recherchés, la nécessité d'un inventaire représentatif des espèces et en particulier des espèces rares (évaluation patrimoniale) et l'autre, une analyse myco-écologique.

Les relevés ont été effectués sur les transects aléatoires présentant les meilleures chances d'observer les espèces. Les champignons présentes sur les sites peuvent être assez bien inventoriées par cette approche, y compris les espèces rares, mais le degré de précision est insuffisant pour une étude synécologique des espèces, et il reste difficile de localiser les espèces dans l'espace.

3 Répartition des cueillettes

La **figure 14**, présente le nombre de spécimen récoltés et identifiés par mois. On constate que les cueillettes sont principalement achevées durant les saisons d'automne, d'hiver et de printemps. Selon le **Tableau 8**, la fructification des champignons débute à partir des premières pluies automnales. Le grand nombre des collectes enregistrées est en Décembre (25 spécimens), Mars (14 spécimens), Janvier et Avril (12 spécimens) durant les conditions climatiques favorables aux fructifications et aux développements des macromycetes.

Nous avons constaté que les champignons reconnus comme de bons comestibles dans la région de Tlemcen tel que *P. eryngii* var *ferulae* fructifiant pendant 03 mois, *A. campestris* pendant le mois de Novembre et Decembre, *P. ostreatus* n'a été observé que pendant le mois de Décembre, la même observation pour *T. claveryi* durant Avril. Les espèces avérées potentiellement toxique voire même mortel comme *A. vaginata* durant 04 mois, *C. speciosissimus* a été collecté pendant le mois de Janvier, heureusement dans des endroits isolés, *G. camerina* pendant le mois de Fevrier. *G. abietinum* observé pendant 09 mois de l'année ceci est dû principalement à leurs résistances à la dessiccation.

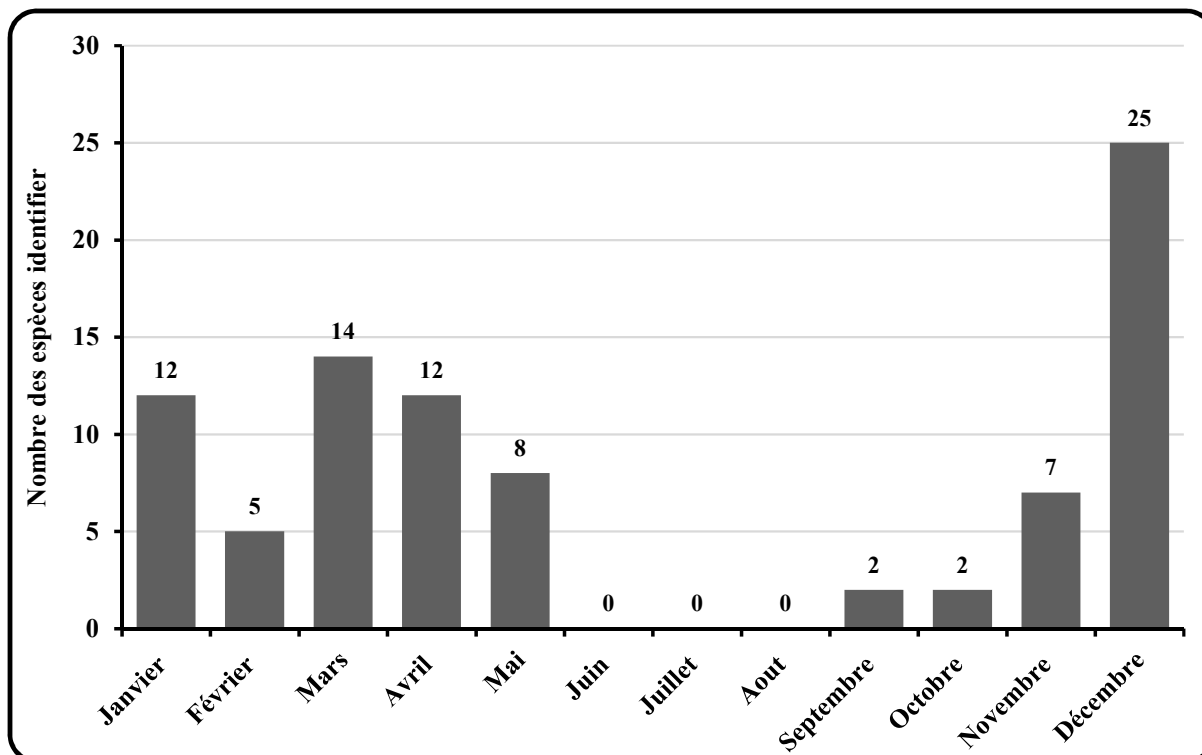


Figure 14 : Répartition des macromycètes selon le nombre des espèces identifier par mois d'apparition.

Tableau 8 : Diagramme phénologique des macromycètes dans les sites d'étude

| | | Janvier | Février | Mars | Avril | Mai | Juin | Juillet | Aout | Septembre | Octobre | Novembre | Décembre |
|----|--|---------|---------|------|-------|-----|------|---------|------|-----------|---------|----------|----------|
| 01 | <i>S. luridus</i> | | | | ■ | ■ | | | | | | | |
| 02 | <i>B. satans</i> | | | | ■ | ■ | | | | | | | |
| 03 | <i>S. granulatus</i> | | | | | | | | | | | ■ | ■ |
| 04 | <i>S. mediterrneensis</i> | | | | | | | | | | | ■ | ■ |
| 05 | <i>S. collinitus</i> | | | | | | | | | | | ■ | ■ |
| 06 | <i>S. bovinus</i> | | | | | | | | | | | ■ | ■ |
| 07 | <i>M. broomeianus</i> | | | | ■ | ■ | | | | | | | |
| 08 | <i>L. nuda</i> | ■ | ■ | | | | | | | | | | ■ |
| 09 | <i>L. sordida</i> | | | | | | | | | | | | ■ |
| 10 | <i>T. pseudonictitans</i> | ■ | | | | | | | | | | | |
| 11 | <i>T. terreum</i> | | | | | | | | | | | | ■ |
| 12 | <i>T. portentosum</i> var. <i>boutevillei</i> | | | | ■ | | | | | | | | |
| 13 | <i>C. vibecina</i> | | | | | | | | | | | | ■ |
| 14 | <i>C. odora</i> | ■ | | | | | | | | | | | |
| 15 | <i>C. tuberosa</i> | ■ | | | | | | | | | | | |
| 16 | <i>P. ostreatus</i> | | | | | | | | | | | | ■ |

Partie expérimentale

Résultats et interprétations

| | | | | | | | | | | | | | |
|----|--------------------------|--|--|--|--|--|--|--|--|--|--|--|--|
| 38 | <i>A.molesta</i> | | | | | | | | | | | | |
| 39 | <i>A. praecox</i> | | | | | | | | | | | | |
| 40 | <i>C. speciosissimus</i> | | | | | | | | | | | | |
| 41 | <i>G. spectabilis</i> | | | | | | | | | | | | |
| 42 | <i>G. camerina</i> | | | | | | | | | | | | |
| 43 | <i>V. gloiocephalus</i> | | | | | | | | | | | | |
| 44 | <i>R. delica</i> | | | | | | | | | | | | |
| 45 | <i>A. auricula-judae</i> | | | | | | | | | | | | |
| 46 | <i>I. hispidus</i> | | | | | | | | | | | | |
| 47 | <i>P. tuberculosis</i> | | | | | | | | | | | | |
| 48 | <i>T.versicolor</i> | | | | | | | | | | | | |
| 49 | <i>G. abietinum</i> | | | | | | | | | | | | |
| 50 | <i>H.Leucomelaena</i> | | | | | | | | | | | | |
| 51 | <i>P. vesiculosa</i> | | | | | | | | | | | | |
| 52 | <i>T.claveryi</i> | | | | | | | | | | | | |
| 53 | <i>C. mediterranea</i> | | | | | | | | | | | | |
| 54 | <i>R. lacera</i> | | | | | | | | | | | | |
| 55 | <i>X. parietina</i> | | | | | | | | | | | | |
| 56 | <i>A. oerstedii</i> | | | | | | | | | | | | |

4 Analyse de la diversité des spectres taxonomiques

Le présent travail expose un inventaire de 56 espèces fongiques de Tlemcen. L'écart entre le nombre d'espèces recueillies et celles qui ont été identifiées est considérable, certaines espèces présentent de nombreuses difficultés dans leur identification (sosie presque parfait), cette complexité est principalement due à la ressemblance entre les caractères de reconnaissance et à la difficulté de leur séparation. Les champignons subissent plusieurs changements de couleur et de forme au cours de leur vie, ce qui nécessite une très bonne observation et de l'expérience dans le domaine. Les détails de cet inventaire sont fournis dans **la figure 15**, **la figure 16** et le **tableau 9**.

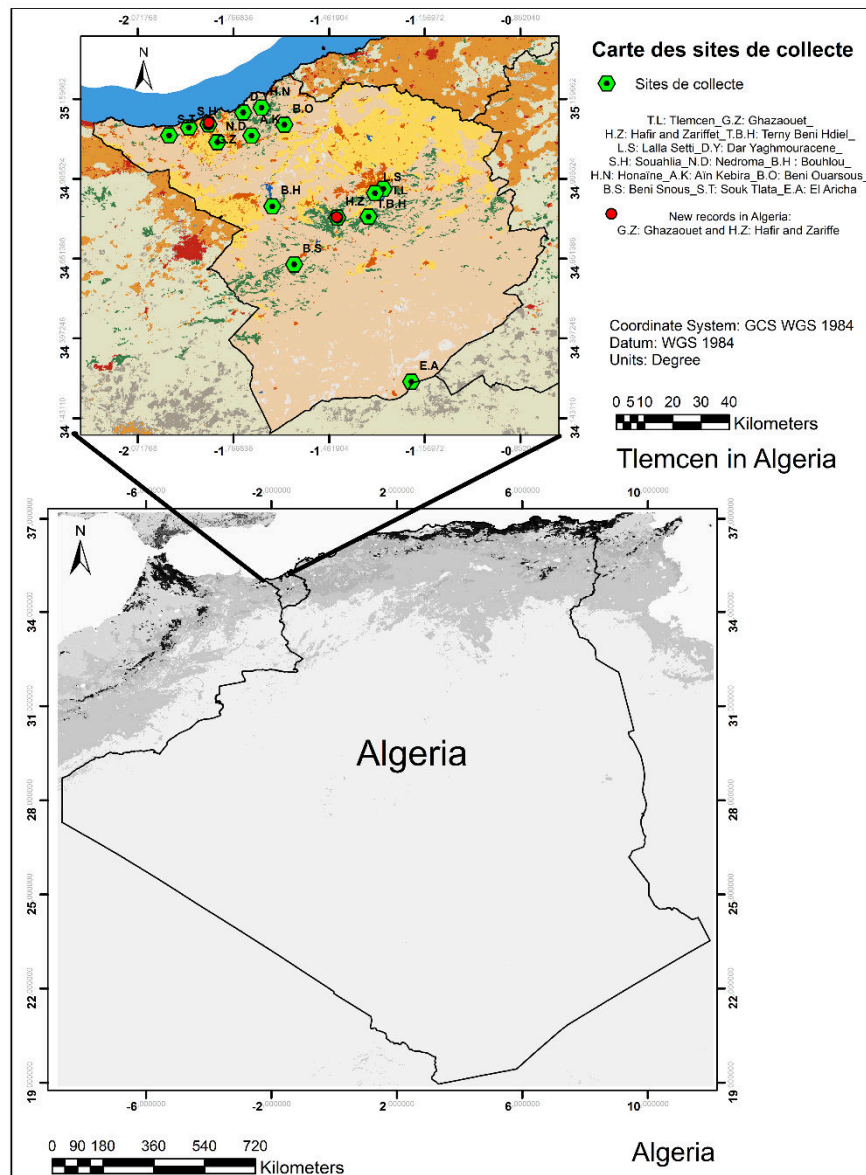


Figure 15 : Carte des sites de collecte et de la localisation des cinq espèces nouvellement découvertes en Algérie **1. *Hygrophorus piceae* ; 2. *Agaricus subperonatus* ; 3. *Cortinarius speciosissimus* ; 4. *Galerina camerina* ; 5. *Stropharia melanosperma***



Figure 16 : Photos des espèces récoltées et identifiées dans l'ensemble de la zone d'étude



Figure 16 (suite): Photos des espèces récoltées et identifiées dans l'ensemble de la zone d'étude

La différence entre le nombre d'espèces de basidiomycètes et d'ascomycètes est importante. Le plus remarquable est que les basidiomycètes dominent toujours (**Fig. 17**). Le fait que, dans la plupart des cas, les carpophores des ascomycètes soient de petite taille les rend difficiles à repérer et à observer (**Kirk et al., 2001**). Lors de nos prospections, nous avons recensé des espèces comestibles, certaines ont des propriétés thérapeutiques, d'autres sont toxiques voire mortelles.

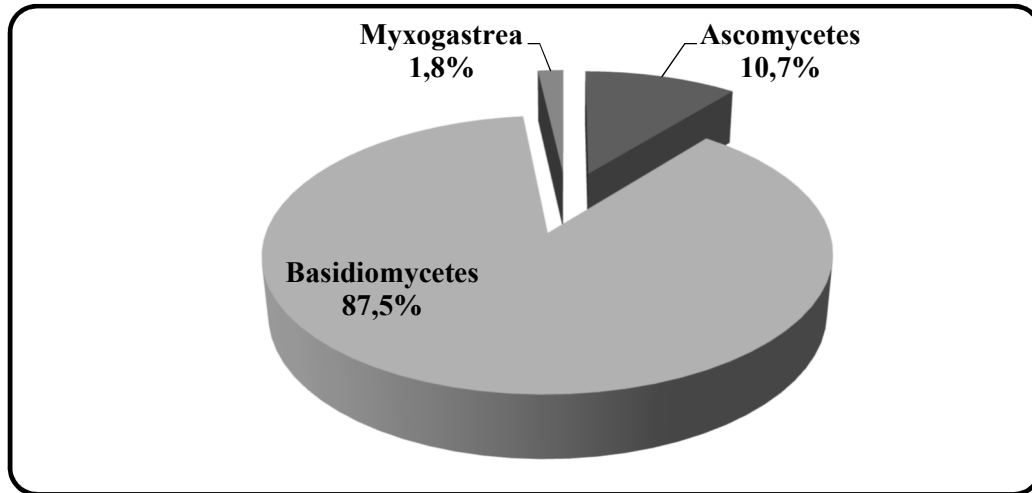


Figure 17 : Distribution des embranchements des champignons collectés à Tlemcen

La (Fig. 17) indique la distribution de la flore fongique selon les embranchements mycologiques. 47 espèces (87.5%) appartiennent au phylum Basidiomycota, 06 espèces (10.7%) à Ascomycota, et une espèce (1.8%) à Myxogastrea (une classe taxonomique du phylum Amoebozoa). L'embranchement Basidiomycota (Fig. 18) et (Fig. 19) est plus diversifiés, avec 7 ordres. L'ordre le plus riche en espèces collectées est celui des Agaricales, avec 36 espèces (64.3%).

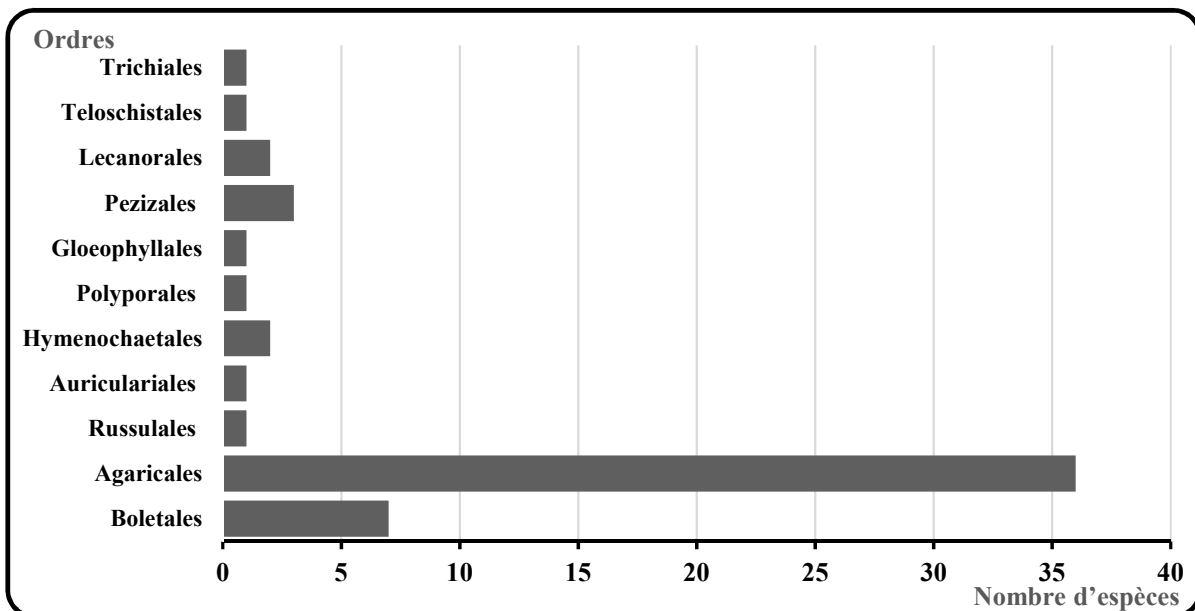


Figure 18 : Répartition des différents ordres des macromycètes collectés à Tlemcen

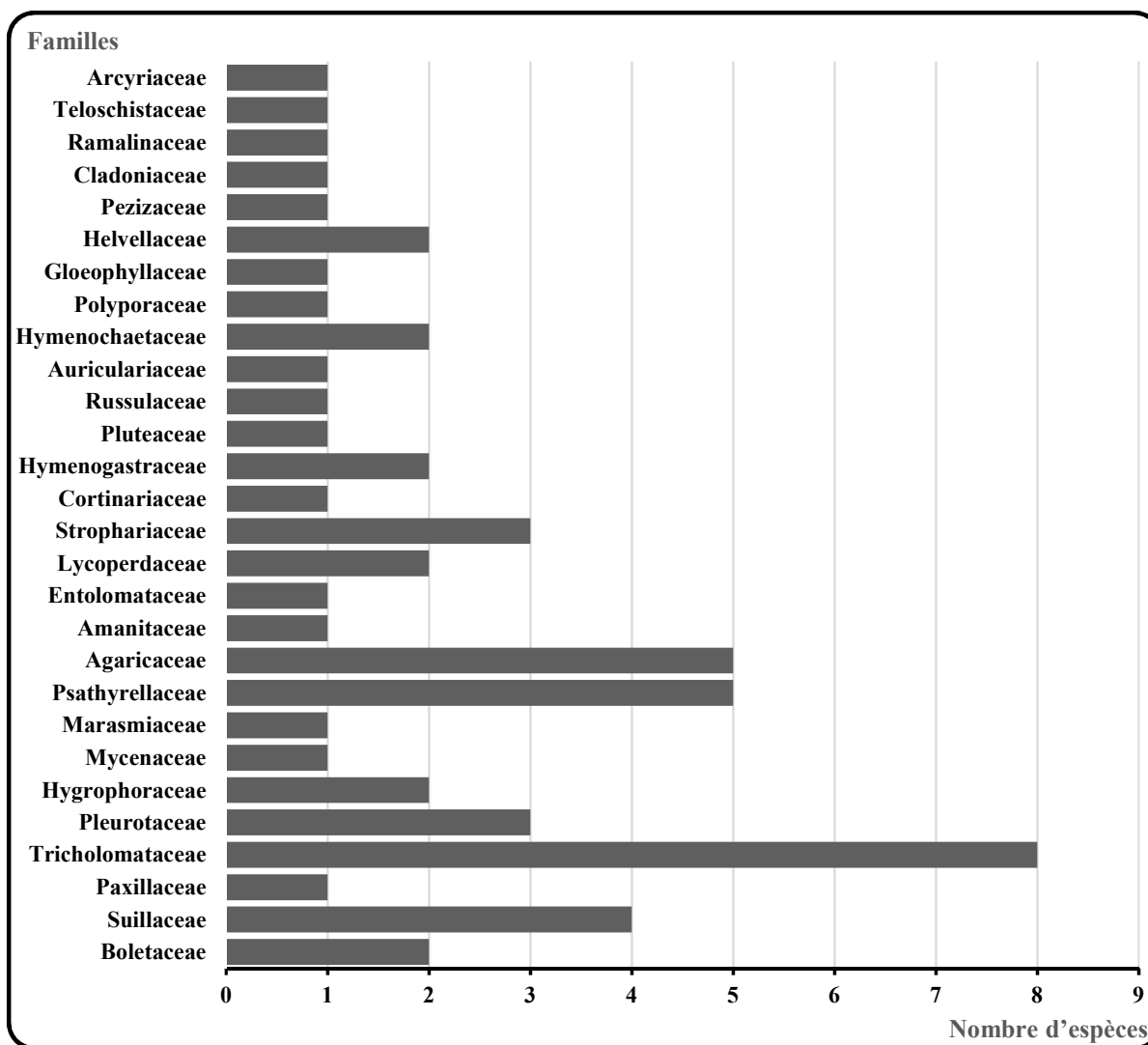


Figure 19 : Répartition des différentes familles de macromycètes collectés à Tlemcen

Les Boletales sont composées de 7 espèces (ce qui représente 12,5% des champignons observés). Les Hymenochaetales avec 2 espèces (ce qui représente 3,6%) sont respectivement observées dans dix et deux stations, les noms de ces stations sont bien indiqués dans le **tableau 9**. Les Russulales, Auriculariales, Polyporales, Gloeophyllales représentent 1,8% pour chacune d'entre elles, avec un total de 04 espèces trouvées dans trois stations.

Le phylum de Basidiomycota inclut 22 familles, arrangées comme suit : Tricholomataceae représentée par 8 espèces (14,3%), Psathyrellaceae et Agaricaceae représentées par 05 espèces avec un taux de 8,9% chacune, Suillaceae était représentée par 04 espèces (7,1%), Pleurotaceae et Strophariaceae avaient 03 espèces chacune (avec 5,4%) et Boletaceae, Hygrophoraceae, Lycoperdaceae, Hymenogastraceae, et Hymenochaetaceae avaient 02 espèces pour chaque famille (avec un taux de 3,6% chacune).

Enfin, Gloeophyllaceae, Polyporaceae, Auriculariaceae, Russulaceae, Pluteaceae, Cortinariaceae, Entolomataceae, Amanitaceae, Marasmiaceae, Mycenaceae, et Paxillaceae sont représentées par une seule espèce (1,8%). Les Ascomycota présentent une faible proportion, avec 03 ordres (Pezizales, Lecanorales, et Teloschistales) composés de 05 familles. Helvellaceae a deux espèces (3,6%), tandis que Pezizaceae, Cladoniaceae, Ramalinaceae, et Teloschistaceae ont chacune une espèce (1,8%), avec 06 espèces trouvées dans quatre stations. La classe des Myxomycètes est représentée par un seul ordre Trichiales dans cette étude, dont une famille unique Arcyriaceae avec une seule espèce ce qui donne un pourcentage de représentation de 1,8% de ce travail et cette espèce a été trouvée dans une seule station.

5 Répartition des statuts trophiques

Le type trophique détermine comment un être vivant établit sa propre matière organique. Les champignons pour se développer ont besoin de substances élaborées par d'autres organismes. Les trois grands modes de nutrition sont classés en: symbiose avec les racines des arbres hôtes, parasites aux dépens de la matière vivante, saprotrophes sur de la matière morte, pour ce qui est de cette dernière catégorie on distingue les saprophytismes bryotrophes, lignicoles, humicoles, muscicoles, coprophiles (Huart et al., 2015).

Les 56 espèces sont réparties en trois grands groupes de mode de vie : saprophytisme, symbiose et parasitisme (Fig. 20). Le mode de vie le plus répandu est saprophytisme, présents dans 33 espèces (58.93%) suivie de symbiose et parasitisme, 19 espèces (33.93%) et 4 espèces (7.14%) respectivement. Dans la globalité de cette étude, la répartition des différents modes de vie des espèces recueillies révèle particulièrement que les espèces saprophytes sont les plus répandues. Ceci est expliqué par la disponibilité de leur substrat dans les biotopes naturels et la richesse en matière organique notamment le bois mort.

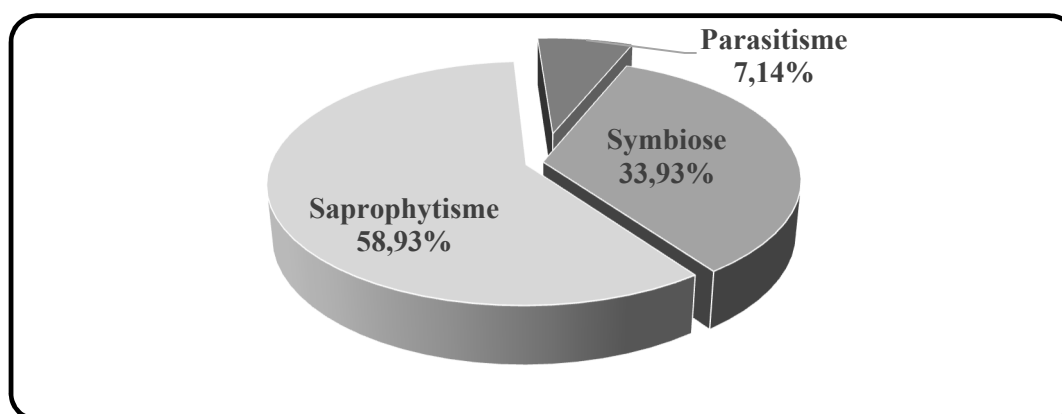


Figure 20: Distribution des espèces par statuts trophiques

6 Diversité et richesse des espèces fongiques à Tlemcen

La flore macro-fongique d'Afrique de l'Ouest a été étudiée par **De Kesel et al. (2002)** et **Aignon et al. (2021)**. Nous citons aussi les travaux de **Ndong et al., (2011)** pour l'Afrique centrale, en plus des recherches réalisées par **Patouillard, (1905); Patouillard, (1906); Malençon, (1973); Haimed et al., (2013)** et **Nounsi et al., (2014)** pour l'Afrique du Nord.

Les premiers qui ont réalisées des études sur les macro-champignons dans le territoire complet de l'Algérie sont **Bory de Saint-Vincent & Durieu de Maisonneuve (1846)** alors que l'étude la plus récentes a été réalisée par **Keddad & Bouznad (2018)**. Mais il faut signaler qu'il y a eu d'autres études réalisées sur des partie de l'Algérie telles que **Dorleans, (1972)** qui a étudié la forêt de cèdres de l'Atlas Blideen de la région de Chréa, et l'étude menée par **Lanier, (1994)** sur la forêt de cèdres de Djudjura, une autre étude de **Nezzar-Hocine et al., (1998)** étudiant 48 genres, et pour la première fois en Algérie, quarante espèces de champignons ectomycorrhiziens ont été observées. D'un autre côté, un inventaire préliminaire des *Russula* associés au chêne-liège en Algérie a été proposé par **Chekireb et al. (2013)** dans le Parc National d'El-Kala. Une étude effectuée par **Boukerker & Boumedjane en 2018** sur les champignons des forêts de cèdres du Parc national de Belezma a permis d'inventorier 50 espèces de Basidiomycètes et 1 espèce d'Ascomycètes. Dans une autre étude réalisée dans la région du Babors de Kabylie (Nord de l'Algérie), 110 espèces d'Agaricomycetes, appartenant à 72 genres, ont été identifiées par **Youcef Khodja et al. (2020)**.

L'environnement de Tlemcen est caractérisé par la grande diversité des écosystèmes et le climat méditerranéen, également caractérisé par une aridité croissante du Nord au Sud. La distribution des espèces fongiques selon leurs modes trophiques est influencée par la nature et l'âge des peuplements (**Hawksworth & Mueller, 2005**), également le climat méditerranéen, favorable à la fructification des macro-champignons (**Ortega & Navarro, 2006**) qui montre une diversification remarquable des champignons. La répartition des champignons est toujours influencée par des facteurs biotiques et abiotiques.

En raison de l'inventaire mycologique limité à Tlemcen, nous avons comparé nos résultats avec les travaux réalisés par **Maire, (1906a)** sur les champignons d'Afrique du Nord, qui ont été constatés dans les forêts de chêne-liège *Quercus suber* autour de la région de Tlemcen (Tirmi, Hafir, et près de Tlemcen).

Également, il est intéressant de signaler la description d'une espèce, *Boletus tlemcenensis* Maire (actuellement nommé *Leccinellum tlemcenense*), décrite dans le travail réalisé par **Maire, (1906b)** et **Maire, (1909)**, dans ce travail, cette espèce n'a pas été observée.

Au cours de la réalisation de cette étude, nous avons trouvé sur le site d'El-Aricha, la fameuse truffe de désert *T. claveryi*, connue pour son importance socio-économique et médicinale. Leur présence dans cette zone est déjà signalée par Maire dans son ouvrage "Champignons d'Afrique du Nord" (**Alsheikh, 1994**).

La truffe et l'*Agaricus bitroquis*, cités dans notre étude étaient déjà connus comme comestibles et consommés en grande quantité selon **Maire, (1906a)**. *A. campestris*, *P. ostreatus*, *S. granulatus* (sous le nom de *B. granulatus*) ont été observés à Réghaïa par **Maire, (1927)** et *A. campestris* a aussi été observé au Maroc **Maire & Werner, (1937)**. Il faut signaler aussi que la variété *P. eryngii* var *ferulea* (Lanzi) qui a été collectée dans notre étude dans le site côtier de Ghazaouet, a été signalée par **Maire, (1906a)** comme étant une variété consommée et vendue dans les marchés de Aïn-Sefra (wilaya de Naama).

Melanogaster broomeanus Berk (1843), collectée dans cette étude dans 03 stations, n'a été indiquée que par **Maire, (1930)** sans préciser le lieu exact de la récolte en Algérie. Les genres *Coprinus* sp, *Cortinarius* sp, *Peziza* sp et *Lycoperdon* sp qui sont indiqués dans notre étude ont été également observés par **Maire, (1906a)** dans les différentes régions de Tlemcen.

Aussi *P. eryngii* (désigné comme *Pleurotus fuscus*) a été mentionné dans la même recherche comme trouvé sur *Eryngium campestre* dans les prairies de Terni (wilaya de Tlemcen). La même espèce a été notée comme comestible et très abondante par **Trabut, (1887)**.

Pour les Myxomycètes, une espèce du genre *Arcyria* (*A. incarnata*) a été observée sur le bois pourri des arbres de *Quercus suber* près de la forêt de Hafir (Tlemcen) par **Maire, (1906a)**, alors que dans notre étude, *A. oerstedii* a été trouvé près du littoral à Ghazaouet. Les trois espèces de lichens observées dans notre étude sont mentionnées dans une actualisation de l'inventaire des lichens d'Algérie par **Ait Hammou et al., (2014)**. Dans une étude de diversité des lichens de la forêt de Hafir, au parc national de Tlemcen, la présence de *X. parietina* a été signalée, tandis que *C. mediterranea* et *R. lacera* n'ont pas été mentionnés par **Maazouz et al., (2022)**, alors que, dans une investigation des espèces de lichens récoltées sur la côte oranaise, *X. parietina* et *R. lacera* ont été relevés par (**Bendaikha & Hadjadj-Aoul, 2016**).

Pour le genre *Ramalina*, dans le présent travail nous avons observé *R. lacera* alors que deux espèces *R. usneoides* et *R. pusilla*, ont été mentionnées par **Bory de Saint-Vincent & Durieu de Maisonneuve, (1846)**. *Marasmius collinus* mentionné dans la présente étude, considéré comme une espèce toxique, a été enregistré pour la première fois en Algérie (El Kala) par **Djelloul, (2014)**, de même *Coprinellus saccharinus* a été signalé dans les jardins botaniques d'El Hamma (Alger) et de Darguina (Béjaia). *Phellinus tuberculosus* a été observé à Darguina (Béjaia) par **Youcef Khodja, (2021)**.

7 Traitement taxonomique des nouveaux records à l'échelle nationale

Basé sur une recherche intensive de la littérature, les résultats de cet inventaire sont comparés aux espèces mentionnées dans le catalogue réalisé par **Keddad & Bouznad, (2018)**, le premier inventaire sous la forme d'un travail de recherche décrivant tout ce qui a été rédigé sur la flore fongique algérienne depuis 1799 et enregistrant par conséquent 2105 espèces. Ainsi, les études menées par **Dorleans, (1972)**; **Nezzar-Hocine et al., (1996)**; **Nezzar-Hocine et al., (1998)**; **Djelloul et al., (2010)**; **Chekireb et al., (2013)**; **Benazza-Bouregba et al., (2016)**; **Ouali et al., (2016)**; **Boukerker & Boumedjane, (2018)**; **Aouali et al., (2018)**; **Youcef Khodja et al., (2020)**; **Benfriha et al., (2020)**; **Aouali, (2021)** et **Mesfek et al., (2021)** et les thèses préparées par **Adoune, (2011)**; **Mesfek, (2014)**; **Djelloul, (2014)**; **Kadi-Bennane, (2016)**; **Benazza-Bouregba, (2017)** et **Youcef Khodja, (2021)**. Plus les travaux de **Bory de Saint-Vincent & Durieu de Maisonneuve, (1846)**; **Saccardo & Roumeguère, (1885)**; **Patouillard, (1897)**; **Patouillard, (1902)**; **Patouillard, (1905)**; **Maire, (1905)**; **Maire, (1906a)**; **Patouillard, (1906)**; **Maire, (1914)**; **Maire, (1927)** et **Maire, (1928)**. En ce qui concerne les lichens, ce sont principalement les travaux de **Werner, (1955)**; **Ait Hammou et al., (2014)**; **Amrani et al., (2015)** et **Amrani et al., (2018)**.

Il faut signaler que durant la période d'étude, les prospections ont été effectuées sur les quinze sites, et après la synthèse de la littérature scientifique, aussi la recherche dans les études précédentes a été faite avec les noms scientifiques actuels ainsi qu'avec leurs synonymes répertoriés dans la base de données Index Fungorum.

Enfin, et après les étapes d'identification et de comparaison avec les différents guides reconnus dans ce domaine et après des recherches dans des études complémentaires, nous pouvons conclure qu'il s'agit de cinq espèces des macromycètes enregistrées pour la première fois en Algérie par la présente étude, représentées dans **la figure 21**.

Il s'agit de *Agaricus subperonatus* (Fig. 21A) ; *Cortinarius speciosissimus* (dont le nom actuel est *Cortinarius rubellus*) (Fig. 21B) ; *Galerina camerina* (Fig. 21C) ; *Hygrophorus piceae* (Fig. 21D) ; *Stropharia melanosperma* (Fig. 21E). Ces espèces n'ont jamais été signalées en Algérie Souna et al., (2023).

7.1 *Agaricus subperonatus* (J.E. Lange) Singer, (1951)

Nom actuel : *Agaricus subperonatus* (J.E. Lange) Singer, (1951). **Basionyme :** *Psalliota hortensis* f. *subperonata* J.E. Lange, (1921). **Synonymie :** *Psalliota subperonata* (J.E. Lange) J.E. Lange, (1940). **Position dans la classification :** Agaricaceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Sources l'identification : (Bon, 2004 ; Gerhardt, 2008 ; Courtecuisse & Duhem, 2013b).

Biotores et caractéristiques écologiques : (Fig. 21A), saprobique, dans les forêts, pelouses, prairies, jardins et parcs (riches en humus), souvent en petits groupes. **Chapeau : Taille :** 5 à 10 cm de diamètre. **Forme :** Charnu, plus ou moins sub-squamuleux, avec des écailles sombres souvent peu claires, la surface se décompose en écailles brunes pressées sur un fond blanc crème pâle. Sphérique au départ, elle devient ensuite largement convexe ou presque plate à maturité. **Couleur :** gris blanchâtre ou brun fauve à ocre pâle. **Marge :** fibrillée et plus ou moins appendiculaire. **Lamelles :** libres, d'abord blanches, puis deviennent rose grisâtre et enfin brun foncé. **Tige :** (5 à 8 (occasionnellement 12) cm de long × 2 à 2,5 cm de diamètre), blanche à crème. Lisse, cylindrique, parfois un peu clavée ou un peu massue. La partie inférieure du stipe et le bord de l'anneau sont souvent mouchetés de fragments de voile partiel brun. **Voile partiel :** blanc, fugace, membraneux, rapidement effondré contre le stipe. **Anneau :** brunâtre, pelucheux, doublé vers la base.

Chair : la chair du chapeau est blanche puis devient rose pâle, car la chair du pédoncule, d'abord blanche, devient rose ou rougeâtre, en particulier près de la base. **Odeur** est fruitée mais parfois désagréable. **Sporée :** brun foncé. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent 5,5-8 × 4,5-6 µm, d'elliptiques à ovoïdes.

7.2 *Cortinarius speciosissimus* Kühner & Romagn. (1953)

Nom actuel : *Cortinarius rubellus* Cooke, (1887). **Synonymie :** *Telamonia rubella* (Cooke) A. Blytt, (1905) ; *Cortinarius speciosus* J. Favre, (1948) ; *Cortinarius orellanoides* Rob. Henry,

(1937) ; *Dermocybe orellanoides* (Rob. Henry) M.M. Moser, (1953) ; *Cortinarius orellanoides* var. *speciosissimus* Consiglio, (2003). **Position dans la classification** : Cortinariaceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Sources de l'identification : (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019).

Biotores et caractéristiques écologiques : (Fig. 21B), sur sol acide, parfois même sur sol tourbé, sous les conifères. **Chapeau** : **Taille** : jusqu'à 8 cm de diamètre ; **Forme** : d'abord conique puis un peu aplati avec un mamelon, feutré, fibrillé, brun vif ou brun rougeâtre à brun orangé ou orange-fauve, la marge, enroulée qui devient fissurée quand elle est vieille. **Lamelles** : libres à émarginées, espacées, larges, brun rouille vive à brun orange ou brun rougeâtre vif. **Tige** : (jusqu'à 12 cm de long x 0,5 à 1,5 cm de large), fibrillée, légèrement massue à la base, d'abord roussâtre ochracé puis rapidement brun rougeâtre, tachetée de jaune roussâtre. **Voile et cortine** : cortine fugace de couleur ocre-jaune puis faisant place à une sorte de voile qui forme des bandes ou des taches plus ou moins fins jaunes clairs à jaune, évidentes vers le milieu du stipe. **Anneau et volve** : inexistants. **Chair** : jaune crème à brun rougeâtre, fonçant vers la rouille vers la base avec l'âge. **Odeur**, elle rappelle un peu celle du radis.

Sporée : brun rouille. **Caractéristiques microscopiques** : Les spores mesurent 7,5-11,5 × 6,5-9 µm, généralement subglobuleuses à globuleuses, verruqueuses.

Commentaire: connu sous le nom de webcap mortel, très beau, très remarquable, superbe. Hautement toxique et mortelle, elle contient de la toxine orellanine, qui provoque des lésions des reins et du foie.

7.3 *Galerina camerina* (Fr.) Kühner, (1955)

Nom actuel: *Galerina camerina* (Fr.) Kühner, (1955). **Basionyme**: *Galerina camerina* (Fr.) Kühner, (1955). **Synonymie**: *Agaricus camerinus* Fr., (1838); *Hylophila camerina* (Fr.) Quél., (1886) ; *Naucoria camerina* (Fr.) Sacc., (1887) ; *Galera camerina* (Fr.) Ricken, (1915) ; *Galerina pseudobadipes* Joss., (1955).

Position dans la classification: Hymenogastraceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi. **Sources de l'identification:** (Roux, 2006; Lamaison & Polese, 2013; Eyssartier & Roux, 2017).

Biotoques et caractéristiques écologiques : (Fig. 21C), essentiellement sur les débris pourris et le bois décomposé des conifères. **Chapeau :** **Taille :** jusqu'à 2 cm de diamètre. **Forme :** Légèrement strié, peu visqueux, brun ocre ou beige, puis changement de couleur vers le blanchâtre en s'asséchant et avec le temps. **Lamelles :** Adnées à sub-libres, plutôt serrées, crème, puis jaune ocre, enfin brun rouille. **Tige :** (jusqu'à 5 cm de long x 0,1 à 0,3 cm de large), brune à crème, couverte de fibrilles de voile blanc argenté chez les jeunes et de couleur miel chez les adultes, avec une base brunissant. **Voile :** fibrilles de voile blanc argenté à miel. **Anneau :** inexistant, pas de zone annulaire. **Chair :** Ochracée dans le chapeau à noirâtre à la base. **Odeur :** légèrement farineuse avec un peu de verveine.

Sporée: ocre à rouille. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent $6-8,5 \times 3,5-5 \mu\text{m}$, elliptiques, il y a parfois un petit point dans certaines spores.

7.4 *Hygrophorus piceae* Kühner, (1949)

Nom actuel : *Hygrophorus piceae* Kühner, (1949). **Position dans la classification :** Hygrophoraceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Sources l'identification : (Bon, 2004; Roux, 2006; Eyssartier & Roux, 2017).

Biotoques et caractéristiques écologiques : (Fig. 21D), mycorhizien, en milieu marécageux sous les épicéas, solitaire parfois même grégaire. **Chapeau :** blanche. **Taille :** 1 à 6 cm de diamètre. **Forme :** campanulée puis convexe, déprimée au centre, sèche, à marge incurvée puis relevée. **Lamelles :** adnées puis légèrement décurrentes, larges, parfois fourchues, blanches au début, puis crème pâle à jaune rosé avec l'âge. **Tige :** (3 à 7 cm de long x 0,5 à 1,5 cm de large) parfois incurvée, pleine ou creuse, avec un revêtement fibreux blanc cotonneux, lisse et floconneux. **Anneau ou voile :** inexistants. **Chair :** blanche et molle. **Odeur** n'est pas distinctive. **Sporée :** blanche. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent $06-08 \times 04-06 \mu\text{m}$, ellipsoïdes à ovaies-elliptiques, inamyloïdes (non amyloïdes) avec le réactif de Melzer. **Réactions aux produits chimiques :** pas de réaction avec le KOH sur la chair.

7.5 *Stropharia melanosperma* (Bull.) Gillet, (1878)

Nom actuel: *Stropharia melanosperma* (Bull.) Gillet, (1878). **Basionyme:** *Agaricus melanospermus* Bull. (1793). **Synonymie:** *Agaricus melanospermus* Bull. (comme 'mélanosperme'), (1793: *Psalliota melanosperma* (Bull.) P. Kumm. (1871); *Geophila melanosperma* (Bull.) Quél. (1886): *Psilocybe melanosperma* (Bull.) Noordel. (1995)

Position dans la classification: Strophariaceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi. **Sources de l'identification:** Courtecuisse & Duhem, 2013b.

Biotopes et caractéristiques écologiques: (Fig. 21E), saprobique, sur pelouses, terrains herbeux ou lisières de forêts herbeuses, solitaire ou juste en petits groupes. **Chapeau : Taille :** jusqu'à 6 cm de diamètre. **Forme:** d'abord hémisphérique-convexe puis devenant plat-convexe, blanchâtre à ocre pâle ou gris-beige avec un léger centre jaunâtre ; Le bord: droit. **Lamelles :** étroitement adnées, ascendantes, concolores, blanchâtres à gris pourpre très pâle quand elles sont jeunes puis gris-violet à gris-noir. **Tige :** (3,5 à 7 cm de long x 0,5 à 1 cm de large), blanche à gris-beige, légèrement brunie et élargie près de la base, lorsqu'elle est vieille, creuse, au sommet de l'anneau, grossièrement poudrée de blanc. **Anneau :** haut, charnu, blanc puis brunissant par les spores, la surface supérieure est sillonnée. **Chair :** molle, charnue, fine, blanche à jaune très clair, à la coupe, elle reste inchangée. L'odeur est légèrement désagréable ou non distinctive.

Sporée: noir violacé foncé. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent 10-13 × 06-08,5 µm, fusiformes, ellipsoïdes à amygdaliformes.

Réactions chimiques : La couleur de la réaction au KOH est rose-orange clair.



Figure 21 : Présentation des champignons supérieurs nouveaux records en Algérie :

(Fig. 21A) *A. subperonatus*; **(Fig. 21B)** *C. speciosissimus* (dont le nom actuel est *C. rubellus*);
(Fig. 21C) *G. camerina*; **(Fig. 21D)** *H. piceae*; **(Fig. 21E)** *S. melanosperma*.

Tableau 9. Liste des champignons répertoriés à Tlemcen (Nord-Ouest de l'Algérie) avec enregistrement des nouveaux records.

| Dénominations actuelles | Sites de collectes | Synonymes dans les références | Sites dans les références | Références (dans les recherches précédentes) |
|--|--|--|---------------------------|--|
| Ordres, Familles, Genres | | | | |
| Sources d'identification | | | | |
| Boletales, Boletaceae, Boletus | | | | |
| <i>Suillellus luridus</i> (Schaeff.) Murrill, (1909) (Fig. 16-1) | G.Z | <i>Boletus luridus</i> Sch.: Fr. | Atlas Tellien (Chr a) | (Lanier, 1994) in (Nezzar-Hocine et al., 1998) |
| | D.Y | <i>Boletus luridus</i> J. C. Sch.: Fr. | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019). | | | |
| <i>Boletus satanas</i> Lenz, (1831) (Fig. 16-2) | G.Z D.Y | <i>Boletus satanas</i> Lenz | Algérie | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Chavant, 2008; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019). | | | |
| Boletales, Suillaceae, Suillus | | | | |

Partie expérimentale

Résultats et interprétations

| | | | | |
|--|---|---|---|---|
| <i>Suillus granulatus</i> (L.) Roussel, (1796) (Fig. 16-3) | G.Z N.D | <i>Boletus granulatus</i> Fr | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| | S.T L.S | <i>Boletus granulatus</i> Fr | Forêts côtières, Atlas blidéen | (Dorleans, 1972) |
| | T.L H.N | <i>Suillus granulatus</i> (L.) Roussel | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019). | | | |
| <i>Suillus mediterraneensis</i> (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh, (1992) (Fig.16-4) | GZ D.Y | <i>Suillus mediterraneensis</i> | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | H.N S.T | | | |
| Guides d'identification | (Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| <i>Suillus collinitus</i> (Fr.) Kuntze, (1898) (Fig. 16-5) | G.Z N.D | <i>Boletus collinitus</i> | Atlas Tellien (Chrèa) | (Lanier, 1994) in (Nezzar-Hocine et al., 1998) |
| | S.T L.S | <i>Suillus collinitus</i> | Forêt de M'Sila (wilaya d'Oran) | (Benazza-Bouregba, 2017) |
| | H.N S.H | <i>Suillus collinitus</i> (Fr.) Kuntze | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaïa) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Polese, 2019). | | | |
| <i>Suillus bovinus</i> (L.) Roussel, (1796) (Fig. 16-6) | B.H | <i>Suillus bovinus</i> | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Chavant, 2008; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

| Boletales, Paxillaceae, Melanogaster | | | | |
|---|---|--|--|-----------------------|
| <i>Melanogaster broomeanus</i> Berk (1843) (Fig. 16-7, 8) | G.Z A.K D.Y | <i>Melanogaster variegatus</i> var. <i>Broomeianus</i> Tul. | Algérie (sans préciser le lieu exact de la récolte) | (Maire, 1930) |
| Guides d'identification | (Arroyo et al., 2005; Eyssartier, 2018; Gminder, 2019). | | | |
| Agaricales, Tricholomataceae, Lepista | | | | |
| <i>Lepista nuda</i> (Bull.) Cooke, (1871) (Fig. 16-9) | G.Z | <i>Rhodopaxillus nudus</i> (Bull.) Maire (1913) | Atlas Blidéen et Teniet-el-Had | (Maire, 1914) |
| | H.Z | <i>Rhodopaxillus nudus</i> | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas Blidéen) | (Dorleans, 1972) |
| | T.B.H | <i>Lepista nuda</i> | Subéraie de Brabtia Peuplement mixte d'El Djer El Ouassaa | (Adoune, 2011) |
| | | <i>Lepista nuda</i> | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Lepista nuda</i> (Bull.: Fr.) Cooke | Boussouf (Constantine) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Lachaud et al., 2013; Larivière & Miron, 2014a; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019; Phillips, 2021). | | | |

| | | | | |
|---|--|--|--|------------------------------|
| <i>Lepista sordida</i> (Schumach.) Singer, (1951) (Fig. 16-10) | G.Z | <i>Lepista sordida</i> (Schumach.) Singer, (1951) | Forêt de M'Sila (wilaya d'Oran) | (Benazza-Bouregba, 2017) |
| | | <i>Lepista sordida</i> (Schum.: Fr.) Singer | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Agaricales, Tricholomataceae, Tricholoma | | | | |
| <i>Tricholoma pseudonictitans</i> Bon, (1983) (Fig. 16-11) | L.S | <i>Tricholoma pseudonictitans</i> Bon | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| Guides d'identification | (P. Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Bon, 2004; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017; Lamaison & Polese, 2013). | | | |
| <i>Tricholoma terreum</i> (Schaeff.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-12) | G.Z B.O | <i>Tricholoma terreum</i> | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas Blidéen) | (Dorleans, 1972) |
| | | <i>Tricholoma terreum</i> (J.C. Sch.: Fr.) Kummer | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | | <i>Tricholoma terreum</i> (J.C. Sch.: Fr.) Kummer | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Groves, 1981; Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

Partie expérimentale

Résultats et interprétations

| | | | | |
|---|--|--|---------------------|-------------------------------|
| <i>Tricholoma portentosum</i> var. <i>boutevillei</i> Bon (1984) (Fig. 16-13) | G.Z | <i>Tricholoma portentosum</i> | Blida | (Maire, 1914) |
| | | <i>Tricholoma portentosum</i> (Fr.) Quél. | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chavant, 2008; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Comandini et al., 2006; Phillips, 2021). | | | |
| Agaricales, Tricholomataceae, Clitocybe | | | | |
| <i>Clitocybe vibecina</i> (Fr.) Quél. (1872) (Fig. 16-14) | H.Z | <i>Clitocybe vibecina</i> | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| | T.B.H | (Fr.: Fr.) Quelet | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| <i>Clitocybe odora</i> (Bull.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-15) | H.Z | <i>Clitocybe odora</i> | Blida | (Maire, 1914) |
| | T.B.H | <i>Clitocybe odora</i> | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | B.S | (Bull : Fr.) Kumm. | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019; Phillips, 2021). | | | |
| Agaricales, Tricholomataceae, Collybia | | | | |
| <i>Collybia tuberosa</i> (Bull.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-20) | G.Z | <i>Microcollybia tuberosa</i> (Bull.:Fr) | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Gerhardt, 2008; Phillips, 2021). | | | |

| Agaricales, Pleurotaceae, Pleurotus, | | | | |
|---|---|--|---|-------------------------------|
| <i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-16) | B.S | <i>Agaricus ostreatus</i> | Algérie | (Saccardo & Roumeguère, 1885) |
| | T.B.H | <i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.) | Alma (actuellement Boudouaou) | (Patouillard, 1897) |
| | | <i>Pleurotus ostreatus</i> (Fr.) Quél. | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| | | <i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.: Fr.) Kummer | Parc national d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.) P. Kumm. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaïa) et Jardin Botanique d'El Hama (Alger) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lachaud et al., 2013; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Phillips, 2021). | | | |
| <i>Pleurotus cornucopiae</i> (Paulet) Quél., (1885) (Fig. 16-17) | B.S H.Z | <i>Pleurotus cornucopiae</i> | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| | T.B.H | | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Lachaud et al., 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019). | | | |
| <i>Pleurotus eryngii</i> var. <i>ferulae</i> (Lanzi) Sacc., (1887) (Fig. 16-18, 19) | G.Z B.H | <i>Pleurotus fuscus</i> var. <i>ferulae</i> (Lanzi) Bres. | -Sur les souches de <i>Ferula longipes</i> près de Ain-Sefra -Vendu sur le marché d'Ain-Sefra | (Maire, 1906a) |
| | S.T D.Y | | | |
| | B.O S.H | | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Lachaud et al., 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019). | | | |

| | | | | |
|--|---|--|---|------------------------|
| Agaricales, Hygrophoraceae, Hygrocybe | | | | |
| <i>Hygrocybe chlorophana</i> (Fr.) Wünsche, (1877) (Fig. 16-20) | G.Z | <i>Hygrophorus chlorophanus</i> (Fr.) Fr. | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas blidéen) | (Dorleans, 1972) |
| | | <i>Hygrocybe chlorophana</i> (Fr.) Wünsche | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Phillips, 2021). | | | |
| Agaricales, Hygrophoraceae, Hygrophorus | | | | |
| <i>Hygrophorus piceae</i> Kühner, (1949) (Fig. 16-21) | G.Z | Nouveau record pour l'Algérie | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Mycenaceae, Mycena: Medium, little fleshy, not putrescible with thin and coriaceous stipe. | | | | |
| <i>Mycena acicula</i> (Schaeff.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-22) | G.Z | <i>Mycena acicula</i> | Algérie | (Maire & Werner, 1937) |
| Guides d'identification | | (Bon, 2004; Roux, 2006; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Phillips, 2021). | | |
| Agaricales, Marasmiaceae, Marasmius | | | | |
| <i>Marasmius collinus</i> (Scop.) Singer, (1942) (Fig. 16-23) | H.Z N.D | <i>Marasmius collinus</i> | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Chaumeton, 2010; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

| Agaricales, Psathyrellaceae, Psathyrella | | | | |
|---|--|--|--|-------------------------------|
| <i>Psathyrella marcescibilis</i> (Britzelm.) Singer, (1951) (Fig. 16-24) | G.Z | <i>Psathyrella marcescibilis</i> | Afrique du Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Agaricales, Psathyrellaceae, Coprinellus | | | | |
| <i>Coprinopsis cinerea</i> (Schaeff.) (2001) (Fig. 16-25) | G.Z | | | |
| Guides d'identification | (Eyssartier & Roux, 2017) | | | |
| Agaricales, Psathyrellaceae, Coprinellus | | | | |
| <i>Coprinellus saccharinus</i> (Romagn.) P. Roux, Guy García & Dumas, (2006) (Fig. 16-26) | H.Z G.Z | <i>Coprinellus saccharinus</i> | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) et Jardin Botanique d'El Hamma (Alger) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (P. Roux, 2006; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| <i>Coprinellus xanthothrix</i> (Romagnesi) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson (2001) (Fig. 16-27) | H.Z G.Z | <i>Coprinus xanthothrix</i> Romagn.(1941) | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Roux, 2006; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

| Agaricales, Psathyrellaceae, Panaeolina | | | | |
|---|---|---|---|--|
| <i>Panaeolina foeniseeii</i> (Pers.) Maire, (1933) (Fig. 16-28) | G.Z | <i>Panaeolina foeniseeii</i> | Algérie | (Malencon & Bertault, 1970) in (Keddad & Bouznad, 2018) |
| | D.Y | <i>Panaeolus foeniseeii</i> Fr. (Pers.) Schröt. | Parc national de Chréa | (Youcef Khodja, 2010) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| <i>Coprinus comatus</i> (O.F. Müll.) Pers., (1797) (Fig. 16-29) | H.Z | <i>Coprinus ovatus</i> (Schoeff.) Fr. Epicr <i>Agaricus ovatus</i> Schaeff. | Près de Terni (Tlemcen) | (Maire, 1906a) |
| | | <i>Coprinus comatus</i> (Müll.: Fr.) Pers. | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | | <i>Coprinus comatus</i> (Müll.: Fr.) Pers. | Peuplement mixte d'El Djer El Ouassaa | (Adoune, 2011) |
| | | <i>Coprinus comatus</i> (O.F. Müll.: Fr.) Pers. | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Coprinus comatus</i> | Parc national de Belezma | (Boukerker & Boumedjane, 2018) |
| | | <i>Coprinus comatus</i> (O.F. Müll.) Pers. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019; Phillips, 2021). | | | |

| Agaricales, Agaricaceae, Agaricus | | | | |
|--|---|---|---|-----------------------|
| <i>Agaricus bitorquis</i> (Quél.) Sacc., 1887 (Fig. 16-30, 31) | G.Z D.Y | <i>Agaricus bitorquis</i> (Quél.) | Hypogée ou semi-épigée, près de Kreider à Sidi-Khalifa | (Maire, 1906a) |
| | B.O | Sacc. <i>Agaricus bitorquis</i> (Quél.) Sacc. | Jardin Botanique d'El Hamma (Alger) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Phillips, 2021). | | | |
| <i>Agaricus campestris</i> L. (1753) (Fig. 16-32) | G.Z | <i>Agaricus campestris</i> | Oasis Algériennes | (Maire, 1906a) |
| | D.Y | <i>Agaricus campester</i> Fr. | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| | A.K | <i>Agaricus campestris</i> L.: Fr. | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Agaricus campestris</i> L. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaïa) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Phillips, 2021). | | | |
| <i>Agaricus subperonatus</i> (J.E. Lange) Singer, (1951) (Fig. 16-33) | G.Z | Nouveau record pour l'Algérie | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b). | | | |

| Agaricales, Agaricaceae, Agaricus | | | | |
|---|--|---|---|------------------------------|
| <i>Agaricus xanthodermus</i> Genev. (1876) (Fig. 16-34, 35) | G.Z | <i>Agaricus xanthodermus</i> Genev. | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| Guides d'identification | (Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015) | | | |
| Agaricales, Amanitaceae, Amanita | | | | |
| <i>Amanita vaginata</i> (Bull.) Lam., (1783) (Fig. 16-36) | N.D | <i>Amanita vaginata</i> (Bull.: Fr.) Vitt. | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | | <i>Amanita vaginata</i> (Bull.:Fr.) Quél. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019; Phillips, 2021). | | | |
| Agaricales, Entolomataceae, Entoloma | | | | |
| <i>Entoloma rhodopolium</i> (Fr.) P. Kumm., (1871) (Fig. 16-37) | L.S | <i>Entoloma rhodopolium</i> (Fr.) | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas Blidéen) | (Dorleans, 1972) |
| | H.Z | <i>Entoloma rhodopolium</i> (Fr.) P. Kumm. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (P. Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

| Agaricales, Lycoperdaceae, Vascellum | | | | |
|--|--|--|---|---|
| <i>Vascellum pratense</i> (Pers.) Kreisel, (1962) (Fig. 16-38, 39) | A.K | <i>Lycoperdon hiemale</i> Bull. | Dunes côtières, La Calle (actuellement El Kala) | (Bory de Saint-Vincent & Durieu de Maisonneuve, 1846) |
| | N.D | <i>Vascellum pratense</i> (Pers.) Krei. | Peuplement mixte d'El Djer El Ouassaa | (Adoune, 2011) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Agaricales, Lycoperdaceae, Bovista | | | | |
| <i>Bovista plumbea</i> Pers., (1795) (Fig. 16-40, 41) | G.Z | <i>Bovista plumbea</i> Pers. | A proximité d'Alger | (Montagne, 1838) |
| | | <i>Lycoperdon plumbeum</i> Vittad. | Algérie | (Saccardo & Roumeguère, 1885) |
| | | <i>Bovista plumbea</i> | Blida | (Maire, 1914) |
| | | <i>Bovista plumbea</i> Pers.: | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | | <i>Bovista plumbea</i> Pers.: | Parc national de Chrèa | (Youcef Khodja, 2010) |
| | | <i>Bovista plumbea</i> Pers.: | Parc national d'El Kala (nord-est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| Guides d'identification | (Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |

| | | | | |
|--|---|---|--|----------------|
| Agaricales, Strophariaceae, Stropharia | | | | |
| <i>Stropharia melanosperma</i> (Bull.) Gillet, (1878) (Fig. 16-42) | G.Z | Nouveau record pour l'Algérie | | |
| Guides d'identification | (Courtecuisse & Duhem, 2013b). | | | |
| Agaricales, Strophariaceae, Agrocybe | | | | |
| <i>Agrocybe molesta</i> (Lasch) Singer (1940) (Fig. 16-43, 44) | G.Z T.L | <i>Pholiota dura</i> (Fr.) Quel. | Forest between Réghaïa and Alma (currently Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017; Phillips, 2021). | | | |
| <i>Agrocybe praecox</i> (Pers.) Fayod, (1889) (Fig. 16-45) | G.Z N.D T.L | <i>Agaricus praecox</i> Pers., <i>Pholiota praecox</i> (Pers.) Krast. | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1906a) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Eyssartier & Roux, 2017; Phillips, 2021). | | | |
| Agaricales, Cortinariaceae, Cortinarius | | | | |
| <i>Cortinarius speciosissimus</i> Kühner & Romagn., (1953) (Fig. 16-46) | H.Z | Nouveau record pour l'Algérie | | |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019). | | | |

| Agaricales, Hymenogastraceae, Gymnopilus | | | | |
|--|---|--|---|--------------------------|
| <i>Gymnopilus spectabilis</i> (Weinm.) A.H. Sm., (1949) (Fig. 16-47) | G.Z | <i>Gymnopilus spectabilis</i> (Fr.) P.D. Orton | Parc National de Chréa | (Youcef Khodja, 2010) |
| | | <i>Gymnopilus spectabilis</i> | Parc National d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Gymnopilus spectabilis</i> | Forêt de M'Sila (wilaya d'Oran) | (Benazza-Bouregba, 2017) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Chavant, 2008; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Agaricales, Hymenogastraceae, Galerina | | | | |
| <i>Galerina camerina</i> (Fr.) Kühner, (1955) (Fig. 16-48) | G.Z | Nouveau record pour l'Algérie | | |
| Guides d'identification | (Roux, 2006; Lamaison & Polese, 2013; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Agaricales, Pluteaceae, Volvopluteus | | | | |
| <i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (DC.) Vizzini, Contu & Justo, (2011) (Fig. 16-49) | G.Z T.L | <i>Volvaria speciosa</i> (Fr.) P. Kumm. | Tell et dans les environs d'Alger | (Maire, 1916) |
| | | <i>Volvariella gloiocephala</i> | Parc National d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (DC.) | Forêt de M'Sila (wilaya d'Oran) | (Benazza-Bouregba, 2017) |
| | | <i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (DC.) Vizzini, Contu & Justo | Jardin Botanique d'El Hamma (Alger) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Roux, 2006; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019). | | | |

| Russulales, Russulaceae, Russula | | | | |
|--|--|---|--|------------------------------|
| <i>Russula delica</i> Fries (1838) | H.Z | <i>Russula delica</i> Fr. | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| | | <i>Russula delica</i> Fr. | Massif du Djurdjura | (Nezzar-Hocine et al., 1996) |
| | B.S | <i>Russula delica</i> | Parc National d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Russula delica</i> Fr. | Peuplement mixte d'El Djer El Ouassaa | (Adoune, 2011) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Redeuilh et al., 2015; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Eyssartier & Roux, 2017). | | | |
| Auriculariales, Auriculariaceae, Auricularia | | | | |
| <i>Auricularia auricula-judae</i> (Bull.) Quél., (1886) (Fig. 16-50) | H.Z | <i>Auricularia auricula-judae</i> Berk | Bône (actuellement Annaba) et Alma (actuellement Boudouaou, wilaya de Boumerdes) | (Patouillard, 1897) |
| | | <i>Auricularia auricula-judae</i> (Fr.) Berk. | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas Blidéen) | (Maire, 1927) |
| | | <i>Auricularia auricular-judae</i> (Bull.: Fr.) Wettst | Parc National d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul et al., 2010) |
| | | <i>Auricularia auricula-judae</i> | Parc National d'El Kala (Nord-Est de l'Algérie) | (Djelloul, 2014) |
| | | <i>Auricularia auricula-judae</i> (Bull.) Quél | Massifs des Babors (Nord-Est de l'Algérie) | (Youcef Khodja et al., 2020) |
| | | <i>Auricularia auricula-judae</i> (Bull.) J. Schröt. | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaïa) et Jardin Botanique d'El Hamma (Alger) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Roux, 2006; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019; Phillips, 2021). | | | |

| Hymenochaetales, Hymenochaetaceae, Inonotus | | | | |
|--|--|--|---|--------------------------------|
| <i>Inonotus hispidus</i> (Bull.) P. Karst., (1879) (Fig. 16-51) | H.Z T.L | <i>Xantochrous tinctorius</i> Quélet <i>Xantochrous hispidus</i> Fr. | Wilaya de Ouargla Alger et Bône (actuellement wilaya d'Annaba) | (Patouillard, 1897) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Redeuilh et al., 2015). | | | |
| Hymenochaetales, Hymenochaetaceae, Phellinus | | | | |
| <i>Phellinus tuberculatus</i> Niemelä, (1982) (Fig. 16-52) | H.Z | <i>Phellinus tuberculatus</i> (Baumg.) Niemelä | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Knudsen & Petersen, 2005b) | | | |
| Polyporales, Polyporaceae, Trametes | | | | |
| <i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd, (1921) (Fig. 16-53, 54) | H.Z | <i>Coriolus versicolor</i> | Blida | (Maire, 1914) |
| | | <i>Coriolus versicolor</i> (Fr.) Pat. | Forêt entre Réghaïa et Alma (actuellement Boudouaou) | (Maire, 1927) |
| | | <i>Trametes versicolor</i> | Parc National Belezma | (Boukerker & Boumedjane, 2018) |
| | | <i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd | Massifs des Babors (Nord-Est de l'Algérie) | (Youcef Khodja et al., 2020) |
| | | <i>Trametes versicolor</i> (L.) Lloyd | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005b; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Polese, 2019). | | | |

| Gloeophyllales, Gloeophyllaceae, Gloeophyllum | | | | |
|---|--|---|--|-------------------------------|
| <i>Gloeophyllum abietinum</i> (Bull.) P. Karst., (1882) (Fig. 16-55, 56) | G.Z | <i>Lenzites abietinus</i> (Bull.) Fr. | Forêts des Aurès (dans le Sgag, actuellement Tazoult) | (Patouillard, 1903) |
| | | <i>Gloeophyllum abietinum</i> (Bull. : Fr.) P. Karsten | Subéraie de Darguina (Wilaya de Béjaia) | (Youcef Khodja, 2021) |
| Guides d'identification | (Schmidt, 2006; Gerhardt, 2008; Redeuilh et al., 2015). | | | |
| Pezizales, Helvellaceae, Helvella | | | | |
| <i>Helvella leucomelaena</i> (Pers.) Nannf (1941) (Fig. 16-57) | H.Z | <i>Helvella leucomelaena</i> (Pers.) | Afrique de Nord | (Courtecuisse & Duhem, 2013b) |
| Guides d'identification | (Bon, 2004; Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015). | | | |
| Pezizales, Pezizaceae, Peziza | | | | |
| <i>Peziza vesiculosa</i> Bull., (1790) (Fig. 16-58) | G.Z | <i>Peziza vesiculosa</i> Bull. | Bône (actuellement Annaba) | (Steinheil, 1834) |
| | H.Z T.B.H | <i>Peziza vesiculosa</i> | Forêt de cèdres de Chréa (Atlas Blidéen) | (Dorleans, 1972) |
| Guides d'identification | (Chaumeton, 2010; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013b; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Roux, 2017; Phillips, 2021). | | | |

| Pezizales, Pezizaceae, Terfezia | | | | |
|--|-----|---------------------------------|---|-------------------------------|
| <i>Terfezia claveryi</i> Chatin, (1892) (Fig. 16-59, 60) | E.A | <i>Terfezia claveryi</i> Chatin | Aïn-Sefra (vendu en quantité sur le marché), Ben-Zireg, Naâma (steppes sablo-argileuses). Le Khreider, à Sidi-Khalifa (steppes sablo-argileuses). | (Maire, 1906a) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> Chatin | Oasis de Laghouat | (Malençon, 1973) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> Chatin | El Aricha, Benzirch, Ain Safra, Biskra, Bou Saada, Chellala, Colomb Bechar, Constantine, Laghouat, Oranais, Oued Rhiou, Sidi Khalifa. | (Alsheikh, 1994) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> Chatin | Ghardaia et Ouargla (Nord du Sahara algérien) | (Bradai et al., 2014) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> | Stidia et Ksar Chellala (régions semi-arides d'Algérie) | (Zitouni-Haouar et al., 2014) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> | Chelala El-Bayadh | (Boufeldja et al., 2016) |
| | | <i>Terfezia claveryi</i> | marchés locaux de Tiaret (Algérie) | (Neggaz et al., 2015) |
| | | Guides d'identification | (Arroyo et al., 2005; Eyssartier, 2018; Gminder, 2019). | |

| Lichenes, Lecanorales, Cladoniaceae, Cladonia | | | | |
|--|---|--|--|----------------------------------|
| <i>Cladonia mediterranea</i> P.A. Duvign. & Abbayes, (1947) (Fig. 16-61) | G.Z | <i>Cladonia mediterranea</i> Duvign et Des Abb. | Algérie | (Faurel et al., 1951) |
| | D.Y | <i>Cladonia mediterranea</i> P.A.Duvign. & Abbayes | Algérie | (Burgaz et al., 2020) |
| Guides d'identification | (C. Roux et al., 2017; Burgaz et al., 2020). | | | |
| Lichenes, Lecanorales, Ramalinaceae, Ramalina | | | | |
| <i>Ramalina lacera</i> (With.) J.R. Laundon, (1984) (Fig. 16-62, 63) | G.Z | <i>Ramalina evernioides</i> Nyl. | Près d'Alger | (Flagey, 1896) |
| | D.Y | <i>Ramalina lacera</i> (With.) Laundon | Côte d'Oran | (Bendaikha & Hadjadj-Aoul, 2016) |
| Guides d'identification | (Whelan, 2011; Roux et al., 2017; Cannon et al., 2021). | | | |
| Teloschistales, Teloschistaceae, Xanthoria | | | | |
| <i>Xanthoria parietina</i> (L.) Th. Fr., (1860) (Fig. 16-64) | G.Z | <i>Parmelia parietina</i> (L.) Ach. | Bône (actuellement Annaba) | (Steinheil, 1834) |
| | D.Y | <i>Xanthoria parietina</i> (L.) Th. Fr. | Lac Oubeira (Parc national d'El Kala) | (Serradj et al., 2013) |
| | | <i>Xanthoria parietina</i> Th. Fr. | Forêt de chênes de Bougous (Parc National d'El Kala) | (Slimani et al., 2013) |

| | | | | |
|---|---|--|--------------------------------------|----------------------------------|
| | | <i>Xanthoria parietina</i> (L.) Th.Fr. | Côte d'Oran | (Bendaikha & Hadjadj-Aoul, 2016) |
| | | <i>Xanthoria parietina</i> (L.) Th. Fr. | Parc National du Djurdjura (Algérie) | (Chaker et al., 2021) |
| Guides d'identification | (Tiévant, 2001b; Whelan, 2011; Brodo, 2016; Roux et al., 2017; Allen & Lendemer, 2021). | | | |
| Myxomycota, Trichiales, Arcyriaceae, Arcyria | | | | |
| <i>Arcyria oerstedii</i> Rostaf., (1875) (Fig. 16-65, 66) | G.Z | <i>Arcyria oerstedii</i> Rostaf. | Algérie | (Ndiritu et al., 2009) |
| Guides d'identification | (McNeil, 2019). | | | |

T.L : Tlemcen ; **G.Z** : Ghazaouet ; **H.Z** : Hafir and Zariffet ; **T.B.H** : Terny Beni Hdiel ; **L.S** : Lalla Setti ; **D.Y** : Dar Yaghmouracene ; **S.H** : Souahlia ; **N.D** : Nedroma ; **B.H** : Bouhlou ; **H.N** : Honaïne ; **A.K** : Aïn Kebira ; **B.O** : Beni Ouarsous ; **B.S** : Beni Snous ; **S.T** : Souk Tlata ; **E.A** : El Aricha

Partie II : Etude myco-chimique et activités biologiques de quelques espèces des champignons supérieurs de la wilaya de Tlemcen

Chapitre I. Identification morphologique et extraction

1 Identification morphologique des espèces testées

La description de chaque espèce étudiée et analysée est présentée ci-dessous :

1.1 *Pleurotus eryngii* var. *ferulae* (Lanzi) Sacc. (1887):

Basionym: *Agaricus ferulae* Lanzi (1874). **Nom actuel :** *Pleurotus eryngii* (DC.) Quéél., (1872).

Synonymie : *Dendrosarcus eryngii* (DC.) Kuntze, (1898).

Position dans la classification : Pleurotaceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005; Roux, 2006; Chaumeton, 2008;; Courtecuisse & Duhem, 2013; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Pierre, 2017; Polese, 2019).

Biotopes et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 A-B-C) (Fig. 23-A), apparemment terrestre, pousse sur le sol, les prairies ou les terres incultes près des racines de la plante *Ferula* sp (fenouil géant), d'où le nom de la variété. Ce champignon est bien connu le long de la côte, cependant il n'est pas toujours présent partout où l'on peut trouver sa plante hôte. **Chapeau :** **Taille :** jusqu'à 25 cm de diamètre ; **Forme :** beige ou brun clair à gris-brun, légèrement déprimé (légèrement ombonné quand il est jeune), fissuré par temps sec, bord enroulé. **Lames :** blanc crème ou beige, décurrentes, assez espacées. **Tige :** (2 à 5 cm de long x 1 à 2,5 cm de large), excentrique, courbée, blanche à crème claire. **Anneau ou voile :** absent. **Chair :** tenace, blanche avec une odeur acceptable. **Sporée :** blanche. **Caractéristiques microscopiques :** **Mesures des spores:** (9,3) 10,5 - 12,9 (13,4) x (5,1) 5,3 - 6,6 (7,1) μm ; **Me :** 11,7 x 6 μm ; **Qe :** 2 ; **Ve :** 223 μm^3 ; cylindrique.

1.2 *Suillus mediterraneensis* (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh, (1992)

Basionyme : *Boletus granulatus* var. *mediterraneensis* Jacquet. & J. Blum (1965). **Nom actuel:** *Suillus mediterraneensis* (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh, (1992). **Synonymie :** *Boletus mediterraneensis* (Jacquet. & J. Blum) J. Blum, (1969).

Position dans la classification : Suillaceae, Boletales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013; Eyssartier & Pierre, 2017).

Biotores et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 D-E-F-G-H-I) (Fig. 23-B) champignon ectomycorhizien des pins à deux aiguilles, notamment sous *Pinus halepensis*. **Chapeau :** Taille : 5 à 12 cm ; **Forme :** d'abord hémisphérique puis devient convexe, la cuticule un peu collante si elle est humide, initialement jaune puis jaune-brun à rouge-brun. **Tubes :** adnés, jaunes à jaunes olivacés. **Pores :** jaunes à jaunes olivacés, de taille assez fine. **Stipe :** 5 à 8 par 1 à 3 cm, cylindrique, blanchâtre à jaune, couvert de nombreux gros points glandulaires plus abondants dans la partie supérieure, fond souvent un peu rose-violet. **Anneau ou voile :** absent. **Chair :** jaunâtre, sans odeur distinctive. **Mycélium :** légèrement rose. **Sporée :** brun à ocre. **Caractéristiques microscopiques :** Mesures des spores : (9,1) 9,8 - 11,6 (12,2) x (2,9) 3,4 - 4,4 (4,7) μm , **Me :** 10,7 x 4,1 μm ; **Qe :** 2,7 ; **Ve :** 93 μm^3 ; elliptiques fusiformes.

1.3 *Boletus satanas* Lenz, (1831)

Nom actuel : *Rubroboletus satanas* (Lenz) Kuan Zhao & Zhu L. Yang, (2014). **Synonymie :** *Tubiporus satanas* (Lenz) Maire, (1937).

Position dans la classification : Boletaceae, Boletales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (Bon, 2004; Knudsen & Petersen, 2005; Roux, 2006; Chavant, 2008; Chaumeton, 2008; Gerhardt, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Pierre, 2017; Gminder, 2019; Polese, 2019).

Biotores et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 J-K-L) Sur sols calcaires, bois de feuillus en période chaude. **Chapeau :** **Taille :** 10 à 15 cm (selon la littérature, il peut atteindre plus de 25 cm) ; **Forme :** lisse et sec, convexe à plat-convexe, Gris mastic à rosâtre ou olivâtre, bleuisant un peu sous la pression. **Tubes :** fins et jaunes. **Pores :** rouges, rouge vif à jaune-orange. Devient bleu avec les coups. **Tige :** 6 à 9 cm de hauteur sur 3 à 4 cm (au sommet), avec trois zones de couleur : jaune citron à jaune dans la partie supérieure et inférieure, rouge rosé au milieu, base renflée bulbeuse avec un réseau bien développé. **Anneau ou voile :** absent. **Chair :** blanchâtre ou jaune citron, une ligne rose sous la cuticule du chapeau, bleuissement à la coupe. **Odeur :** désagréable dans les vieux corps de fruits. **Réactions des produits chimiques :** Le stipe a subi une réaction inamyloïde sous l'effet de la solution de Melzer. **Sporée :** brun-olive à brun. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent 10-15 x 5,5-6,5 µm, elliptiques à sub-fusiformes.

1.4 *Melanogaster broomeanus* Berk. (1843)

Nom actuel: *Melanogaster broomeanus* Berk. [comme 'broomeianus'], (1843). **Synonymie:** • *Melanogaster variegatus* var. *broomeanus* (Berk.) Tul. & C. Tul. (1851) • *Tuber moschatum* Sowerby (1814)

Position dans la classification: Paxillaceae, Boletales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (Arroyo et al., 2005; Eyssartier, 2018; Gminder, 2019).

Biotores et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 M-N-O-P-Q-R) et (Fig. 23-C) champignon hypogé ou semi-hypogé, grégaire apparaissant généralement en de nombreux groupes, leur forme varie de sub-globuleuse à irrégulière, avec des rhizomorphes courant en surface (1 mm d'épaisseur), établissent une symbiose ectomycorhizienne, se trouvent sous les espèces arbustives *Cistus albidus* ou *C. ladanifer*. Pousse aussi bien dans les sols basiques que dans les sols acides. **Basidiocarpe :** **Taille (en diamètre) :** 1 à 5 cm (mais on peut trouver des spécimens plus petits ou plus grands). **Le péridium :** lisse, quand il est jeune il est brun jaunâtre, et avec la maturité il a un aspect ferrugineux qui devient plus foncé, parfois noirci par le frottement. **Gléba :** noirâtre (comme le goudron), texture gélatineuse, avec des minces septas blanches à jaune-orange, des cavités subpentagonales, qui constituent une veine caractéristique et qui se liquéfient à maturité, avec une odeur douce et agréable, ressemble un peu à la noix.

Sporée : violet foncé à violet noir. **Caractéristiques microscopiques** : **Mesures des spores** : (7) 7,9 – 9,3 (10,3) x (4,7) 5,1 – 5,8 (5,9) μm ; **Me** : 8,5 x 5,5 μm ; **Qe** : 1,6 ; **Ve** : 134 μm^3 ; ellipsoïdales ou parfois ovales, avec un appendice fusiforme court et épais. Parois épaisses à lisses, brun foncé.

Confusions possibles : avec *Melanogaster variegatus*, cette dernière espèce observée sous *Quercus ilex* dans le Moyen Atlas (Maroc), également en Europe, Algérie et Tunisie (**Maire & Werner, 1937**).

1.5 *Suillus collinitus* (Fr.) Kuntze, (1898)

Basionyme : *Boletus collinitus* Fr. (1838). **Nom actuel** : *Suillus collinitus* (Fr.) Kuntze, (1898).

Synonymie : *Suillus roseobasis* (J. Blum) Gröger, (1967).

Position dans la classification : Suillaceae, Boletales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (**Roux, 2006; Bon, 2004; Courtecuisse & Duhem, 2013, Polese, 2019**).

Biotopes et caractéristiques écologiques : (**Fig.22 U-V-W**) (**Fig.23 D**) ecto-mycorhizien, sous les pins. **Chapeau** : **Taille** : Jusqu'à 10 cm ; **Forme** : hémisphérique à convexe, brun à châtain foncé, la cuticule est visqueuse pendant le temps humide, elle est séparable. **Tubes** : adnés, jaunes. **Pores** jaunes, de forme angulaire. **Tige** : 3 à 5 par 1 à 2 cm, jaune sur le dessus, jaune clair à crème sur le dessous avec base du stipe rosâtre, au sommet couvert de granulations brunâtres à blanchâtres. **Anneau ou voile** : absent. **Mycélium** : rosâtre. **Chair** : ferme, dans le chapeau, blanche et jaune pour le reste. Pas de changement de couleur. **Sporée** : brun-ocre. **Caractéristiques microscopiques** : **Mesures des spores** : (7,7) 9,1 – 10,6 (11,7) x (3,3) 3,6 – 4,6 (5) μm ; **Me** : 9,9 x 4,2 μm ; **Qe** : 2,4 ; **Ve** : 93 μm^3 ; fusiformes.

1.6 *Tricholoma pseudonictitans* Bon, (1983)

Nom actuel : *Tricholoma pseudonictitans* Bon, (1983). **Synonymie** : *Tricholoma fulvum* var. *pseudonictitans* (Bon) Krieglst., (2001). **Position dans la classification** : Tricholomataceae, Agaricales, Agaricomycetidae, Agaricomycetes, Agaricomycotina, Basidiomycota, Fungi.

Référence d'identification : (Bon, 2004; Comandini et al., 2006; Roux, 2006; Chavant, 2008; Chaumeton, 2008; Courtecuisse & Duhem, 2013; Lamaison & Polese, 2013; Redeuilh et al., 2015; Eyssartier & Pierre, 2017).

Biotopes et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 S-T) mycorhizien, de taille moyenne, en groupe, grégaire, parfois dispersé, sous les conifères, rarement à feuilles persistantes. **Chapeau :** **Taille :** 4 à 8 cm de diamètre ; **Forme :** convexe à plat avec, visqueux, brun fauve foncé à brun rougeâtre, plus pâle sur le bord. **Le bord :** non cannelé, non strié. **Les lames :** adnées à émarginées, serrées, blanches à crème puis ocre, tachées de roussâtre à jaunâtre (tachées de rouge sur le bord en vieillissant). **Tige :** (3 à 10 cm de long x 0,8 à 1,5 cm de large), égale à sub-égale, cylindrique ou un peu atténuée, blanchâtre à crème jaunâtre, pâle au sommet, couverte de fibrilles brunes ou rouges à la base. **Anneau et voile :** absence. **Chair :** fine, blanche à crème (voire jaune) surtout à la circonférence de la tige, plutôt crème ailleurs. Jaunâtre seulement lorsqu'elle est grattée. **L'odeur** n'est pas distincte. **Sporée :** blanche. **Caractéristiques microscopiques :** Les spores mesurent 5,5-8 x 4-6 µm, elliptiques ou ovoïdes, inamyloïdes avec le réactif de Melzer.

Assez proche de *T. fulvum*, mais *T. pseudonictitans* se trouve sous des conifères et n'a du jaune que sous le cortex du stipe et il faut le gratter un peu pour contrôler ce caractère.

1.7 *Terfezia claveryi* Chatin, (1892)

Nom actuel : *Terfezia claveryi* Chatin, (1892). **Position dans la classification :** Pezizaceae, Pezizales, Pezizomycetidae, Pezizomycetes, Pezizomycotina, Ascomycota, Fungi.

Références d'identification : (Arroyo et al., 2005; Eyssartier, 2018; Gminder, 2019).

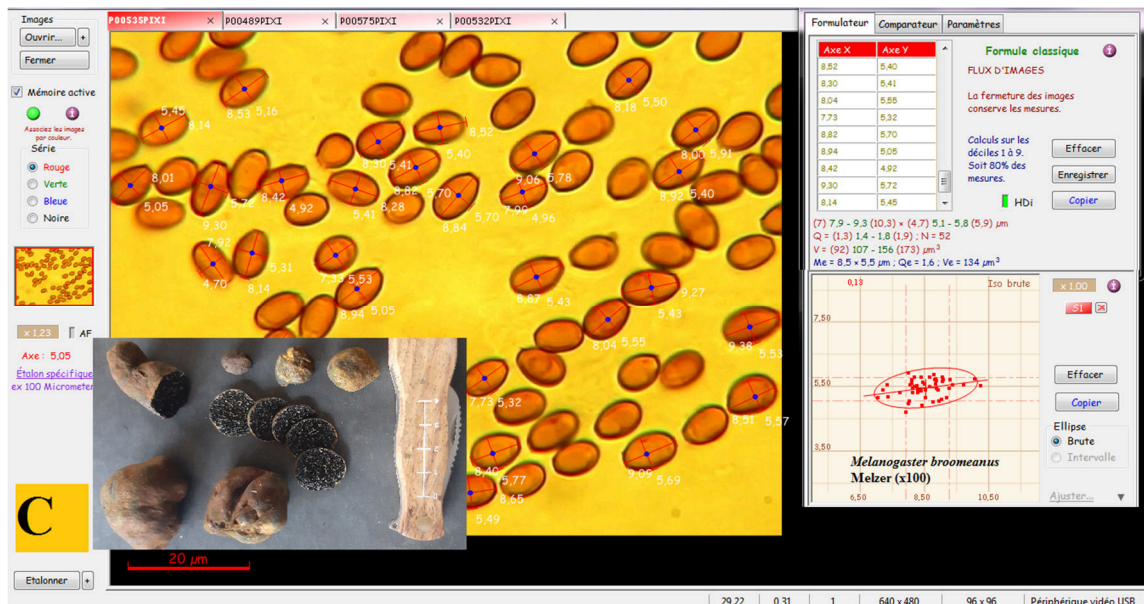
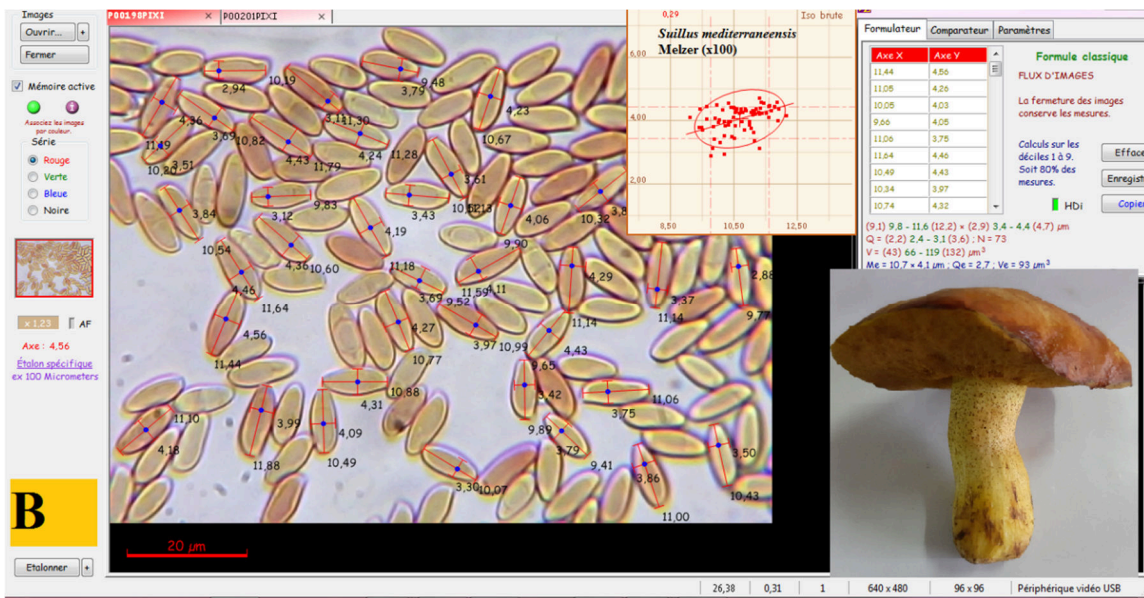
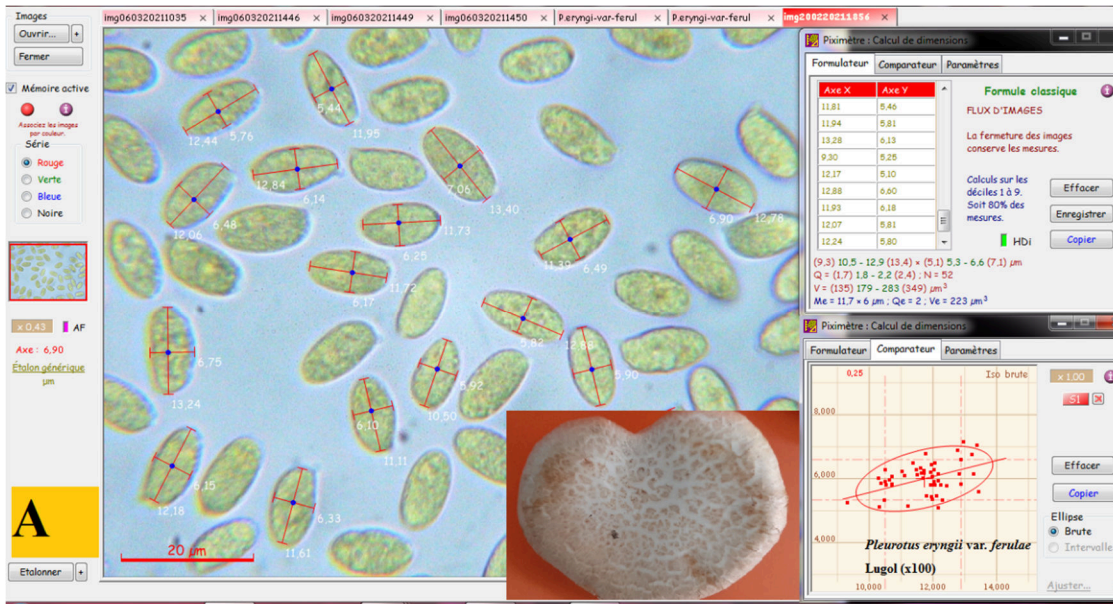
Biotopes et caractéristiques écologiques : (Fig. 22 X-Y-Z-AA-BB) (Fig.23-E), se trouve dans les environnements très rudes des régions désertiques. Adapté à des niveaux de stress hydrique et thermique élevés insupportables par d'autres champignons, supporte des conditions proches de la limite de la vie soutenable. Se développe en association mycorhizienne avec certaines plantes de la famille des Cistaceae (notamment *Helianthemum* spp.), symbiotique avec *Cistus* spp. Collecté à une profondeur d'environ 1 à 5 cm, près de sa plante hôte *Helianthemum* spp. (probablement : *H. guttatum*), sur un sol calcaire, sableux (pauvre en matière organique).

Ascomate : Taille de 3 à 10 cm (en diamètre). **Poid** (frais) : 5 à 170 g. Hypogée (à maturation partiellement émergente), sub-globuleuse à turbinée, parfois même lobée ou obpyriformée. Blanc pâle-jaunâtre ou brun clair à brun, et finalement brun noirâtre en vieillissant. **Le périidium** : est une enveloppe extérieure. En coupe transversale, rose blanchâtre à brun orangé, son épaisseur est de 0,5 à 1 mm, épaisse, lisse. **La gléba** : Jaune clair, charnue avec des sillons brun clair, divisée par des nervures stériles de couleur orange-crème clair. Solide. Gélatineuse à l'état jeune puis humide à maturité.

Caractéristiques microscopiques : Mesures des ascospores : (15,5) 17,4 - 19,3 (20,1) x (14,4) 16,3 - 18,2 (18,6) μm ; **Me** : 18,2x17,3 μm , **Qe** : 1,1; **Ve** : 2864 μm^3 ; globuleuses à sphériques, hyalines, inamyloïdes avec le réactif de Melzer. **Ascis** : mesure 60-68 x 46-55 μm , 06 à 08 ascospores ovoïdes, non amyloïdes.



Figure 22 : Présentation des espèces analysées ; (A-B): *P. eryngii* var *ferulae*; (C): *P. eryngii* var *ferulae* avec la plante hôte *Ferulae*; (D-E-F-G-H-I): *S. mediterrneensis*; (J-K-L): *B. satans*; (M): *Cistus* spp plante hôte de *M. broomeianus*; (N-O-P-Q-R): *M. broomeianus*; (S-T): *T. pseudonictitans*; (U-V-W): *S. collinitus*; (X-Y-Z-AA-BB): *T. claveryi*.



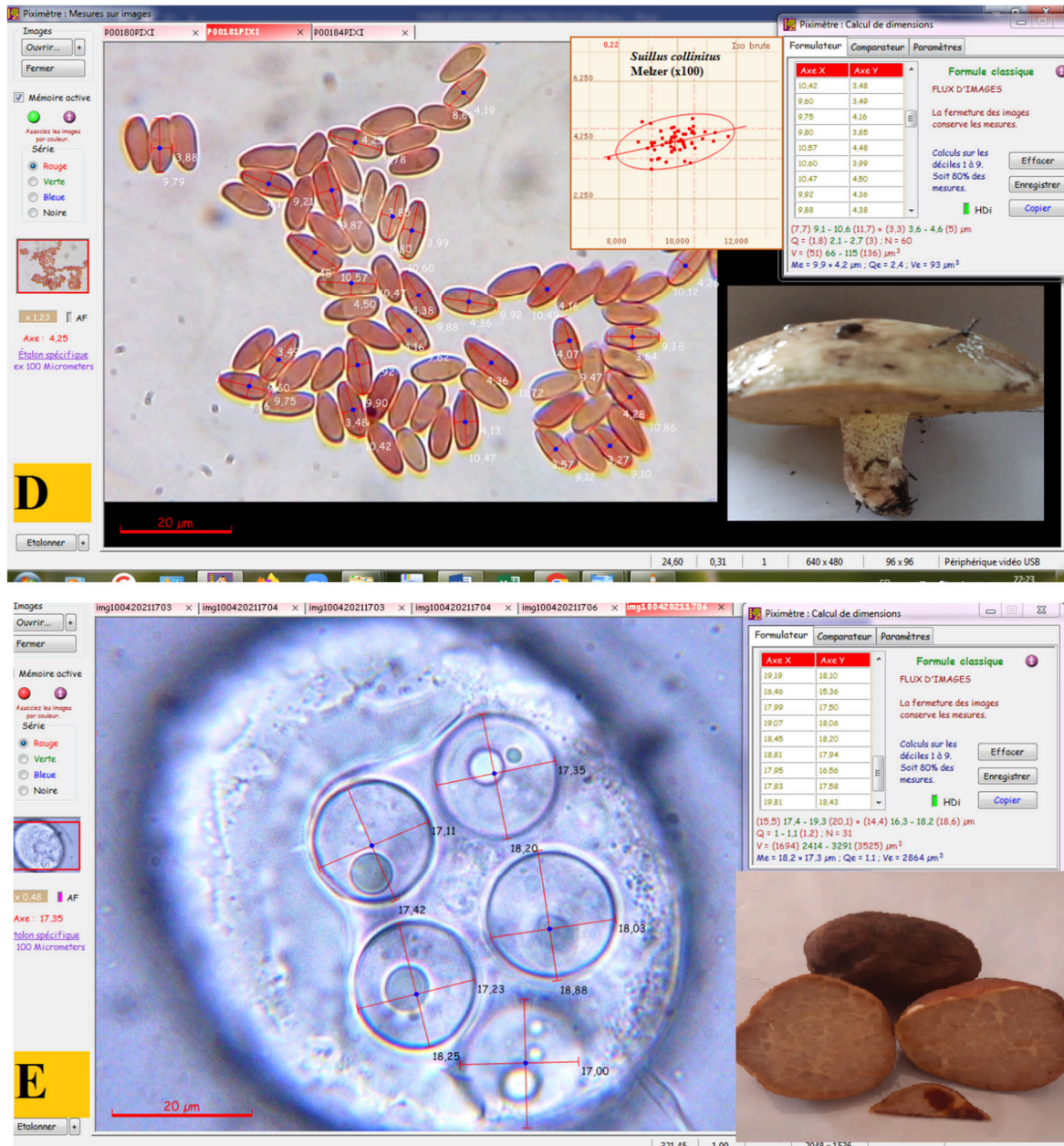


Figure 23 : Présentation des observations microscopiques des espèces analysées ; **(A):** *P. eryngii* var *ferulae*; **(B):** *S. mediterrneensis*; **(C):** *M. broomeianus*; **(D):** *S. collinitus*; **(E):** *T. claveryi*.

2 Extraction et rendement d'extraction

L'extraction est un procédé qui consiste le plus souvent à retirer des molécules chimiques d'un milieu solide ou liquide en les amenant à passer successivement d'une phase à une autre avec laquelle elles ont une meilleure affinité. Au regard de la documentation, il existe diverses procédures d'extraction de molécules en utilisant des solvants. Le choix a été fait pour deux techniques d'extraction, la première est la macération, une simple technique pratique et facile. Le deuxième choix s'est porté sur l'extraction par reflux (au Soxhlet), une méthode d'épuisement successif du matériel fongique, qui favorise l'extraction assez complète des composés bioactifs.

Les extraits récupérés ont des divers rendements avec des couleurs et des aspects variés. Les résultats obtenus représentés dans la **figure 24** montrent que les extraits secs ayant le meilleur rendement d'extraction sont les extraits obtenus à partir du mélange AEEM (sauf l'extrait obtenu à partir de *P. eryngii* var *ferulae* qui a enregistré le plus faible rendement de 04,07%) suivis des extraits apportés par macération.

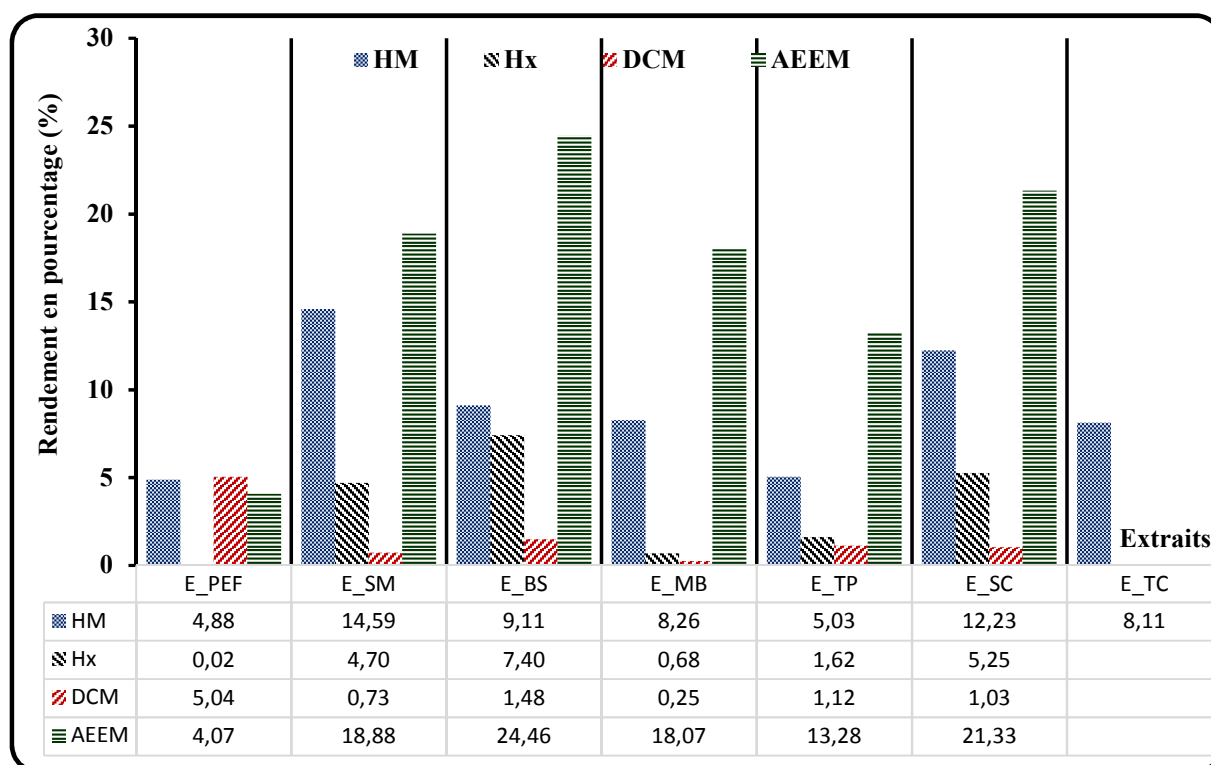


Figure 24: Rendements des extraits des différents champignons testés en pourcentage

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM** hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)).

Nous constatons que les extraits provenant de l'hexane et du dichlorométhane renferment les rendements les plus faibles.

Ces résultats semblent être cohérents compte tenu de la richesse des champignons en glucides et même en composés phénoliques.

En examinant les extraits du mélange AEEM entre eux, nous remarquons que l'extrait **E_AEEM_BS** a le rendement le plus important (24,46%) suivi par **E_AEEM_SC** (21,33%).

L'extrait préparé par hexane **E_Hx_PEF** est le plus faible (0,02%) par rapport aux autres.

Chapitre II. Etude myco-chimique

1 Screening myco-chimique

Le Screening myco-chimique établis par des tests qualitatifs permet de mettre en évidence les principales familles chimiques que renferment les différents extraits hydro-méthanolique réalisés par macération ainsi que ceux obtenus par soxhlet à travers les solvants organiques, des sept champignons supérieurs étudiés. D'après les résultats préliminaires illustrés dans le **tableau 10**, nous constatons que L'espèce *B. satanas* est le plus riche en métabolites secondaires car tous les tests sont positifs, suivi par *S. collinitus*, le seul test négatif est celui des anthocyanes. De leurs côtés les différents extraits préparés à partir de *M. broomeianus*, *T. pseudonictitans* et *T. claveryi* ont révélé l'absence des anthocyanes et les anthroquinones. Dans les extraits de *S. mediterrneensis* nous avons constaté la présence des saponines et les anthocyanes. Par contre dans les extraits *P. eryngii* var *ferulae*, les saponines, les anthroquinones, les anthocyanes et les quinones libres n'ont pas été détectées.

La comparaison entre les résultats des tests montre bien que la macération hydro-méthanolique et le mélange AEEM par Soxhlet sont les plus efficace en termes d'extraction des composés actifs étant donné qu'elles révèlent la plus grande richesse en classes des familles chimiques.

Tableau 10 : Screening myco-chimique des différents extraits

| Constituants myco-chimiques | | Hx | | | | | | DCM | | | | | |
|-----------------------------|----------|-------|------|------|------|------|------|-------|------|------|------|------|------|
| | | E_PEF | E_SM | E_BS | E_MB | E_TP | E_SC | E_PEF | E_SM | E_BS | E_MB | E_TP | E_SC |
| Alcaloïdes | R-Mayer | + | - | + | - | - | - | + | - | - | - | + | - |
| | R-Wagner | + | - | + | - | - | - | + | - | - | - | + | - |
| Anthraquinones | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Anthocyanes | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Coumarines | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | + | - |
| Flavonoïdes | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Quinones libres | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Composés réducteurs | | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Saponines | | - | - | - | - | - | + | + | - | - | - | - | - |
| Stéroïdes | | - | ++ | + | + | ++ | + | - | - | - | - | - | - |
| Tannins | | - | - | - | - | - | + | - | - | - | - | - | + |
| Terpénoïdes | | + | ++ | ++ | ++ | ++ | ++ | - | - | - | + | + | ++ |

++ : Fortement positif ; + : Faiblement positif ; - : Absence.

Tableau 10 (suite): Screening myco-chimique des différents extraits

| Constituants myco-chimiques | | AAEM | | | | | | HM | | | | | | |
|-----------------------------|----------|-------|------|------|------|------|------|-------|------|------|------|------|------|------|
| | | E_PEF | E_SM | E_BS | E_MB | E_TP | E_SC | E_PEF | E_SM | E_BS | E_MB | E_TP | E_SC | E_TC |
| Alcaloïdes | R-Mayer | ++ | ++ | + | + | + | + | + | + | + | + | + | + | + |
| | R-Wagner | ++ | ++ | + | ++ | ++ | ++ | + | + | ++ | + | + | ++ | + |
| Anthraquinones | | - | + | + | - | - | + | - | - | - | - | - | - | - |
| Anthocyanes | | - | - | + | - | - | - | - | - | - | - | - | - | - |
| Coumarines | | + | + | + | + | + | + | + | + | + | + | ++ | + | + |
| Flavonoïdes | | + | + | + | ++ | ++ | + | + | ++ | ++ | ++ | + | + | + |
| Quinones libres | | - | - | - | - | - | - | + | + | + | + | + | + | + |
| Composés réducteurs | | ++ | ++ | ++ | ++ | ++ | ++ | ++ | ++ | + | ++ | ++ | + | ++ |
| Saponines | | - | - | + | - | + | - | - | - | + | - | + | + | - |
| Stéroïdes | | - | + | - | + | + | + | - | - | - | - | + | - | - |
| Tannins | | + | ++ | + | + | + | ++ | - | + | - | + | - | + | + |
| Terpénoïdes | | - | + | - | + | + | + | + | - | ++ | ++ | ++ | - | + |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterraneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. HM hydrométhanolique préparé par Macération; Hx Hexane; DCM Dichlorométhane; AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). ++ : Fortement positif ; + : Faiblement positif ; - : Absence.

2 Étude quantitative

2.1 Dosage des sucres totaux et sucres réducteurs

Les teneurs en sucres totaux et en sucres réducteurs ont été déterminées par des méthodes colorimétriques.

La méthode de dosage des sucres totaux par le réactif au phénol et acide sulfurique a été introduite par **Dubois et al., (1956)**, il s'agit d'un tests très sensibles permet d'évaluer la concentration en sucres totaux dans les extraits. Les résultats sont élaborés à l'issue d'une courbe d'étalonnage en utilisant de glucose comme standard, par le moyen de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0117x + 0,002$; $R^2 = 0,9973$) (**Fig. 25**). Les teneurs sont exprimées en microgramme équivalent glucose par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EG/mg d'extrait}$).

Les résultats regroupés dans **le tableau 11** ont montré une différence importante entre les teneurs des extraits obtenus par **HM** ou **A EEM** par rapport aux restes, elles varient de $65,47 \pm 5,64$ à $494,70 \pm 7,95 \mu\text{g EG/mg Ext-s}$, ainsi de $201,03 \pm 16,18$ à $475,67 \pm 35,25 \mu\text{g EG/mg Ext-s}$. D'après ces résultats, on constate que les sucres totaux sont les constituants les plus importants dans les extraits. De même, nous observons que **E_MB_HM** présente une forte teneur en sucres totaux de l'ordre de $494,70 \pm 7,95 \mu\text{g EG/mg Ext-s}$, par rapport aux autres échantillons. Des valeurs très faibles sont enregistré pour les extraits obtenus par **Hx** et par **DCM**.

La méthode de l'acide 3,5-dinitrosalicylique (DNS) décrite par **Miller, (1959)** sert pour évaluer les teneurs en sucres réducteurs dans les extraits. Les résultats sont élaborés à l'issue d'une courbe d'étalonnage en utilisant de glucose comme référence, par le biais de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0011x - 0,0137$; $R^2 = 0,9974$) (**Fig. 26**). Les teneurs sont exprimées en microgramme équivalent glucose par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EG/mg d'extrait sec}$).

A partir des résultats de ce dosage, rassembler dans **le tableau 11**, nous constatons que les concentrations sont non quantifiable pour les extraits apporté par **Hx** et par **DCM**. En effet, les extraits obtenus à partir de **HM** ont des teneurs plus importantes, car elles varient de $20,64 \pm 1,21$ à $403,06 \pm 15,35 \mu\text{g EG/mg Ext-s}$, la plus grande valeur est enregistrée pour **E_MB_HM**. Cependant que, les extraits obtenus à partir de **A EEM** varient de $24,15 \pm 1,58$ à $67,94 \pm 0,44 \mu\text{g EG/mg Ext-s}$.

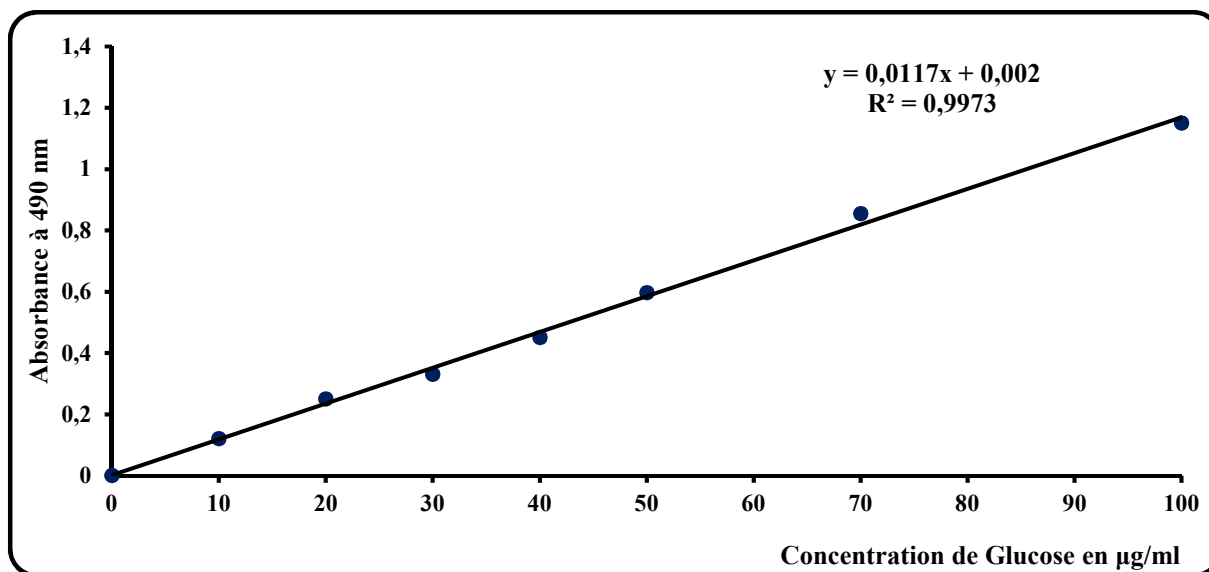


Figure 25: Courbes d'étalonnages du glucose pour le dosage des sucres totaux

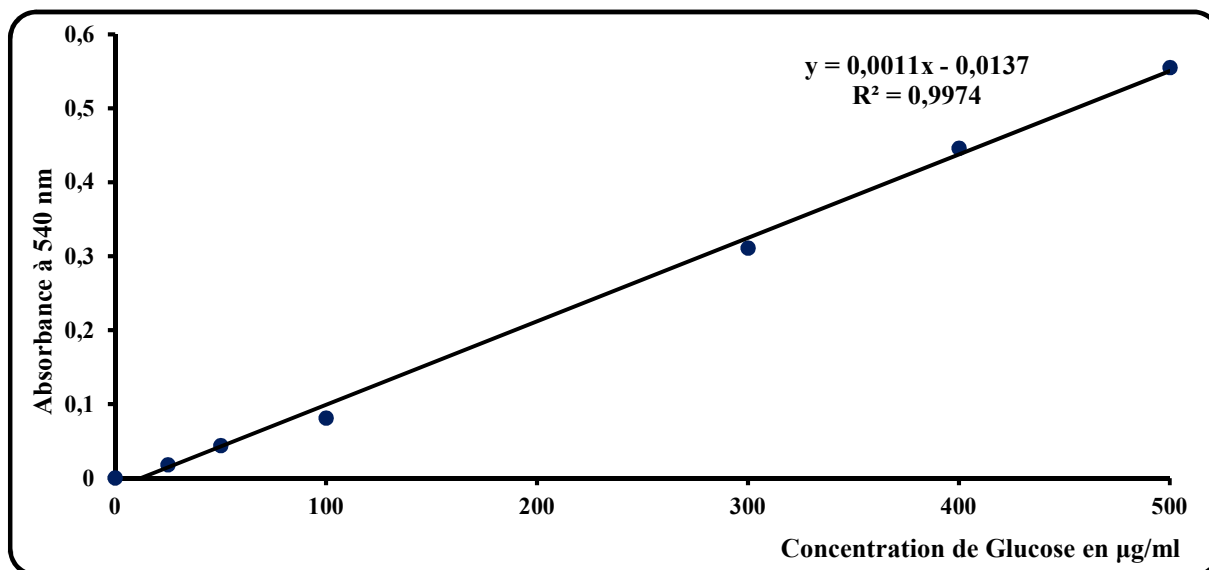


Figure 26 : Courbes d'étalonnages du glucose pour le dosage des sucres réducteurs

Tableau 11 : Teneurs en glucides des différents extraits (Moyenne \pm EM, n=3).

| Extraits | Sucres totaux ($\mu\text{g EG/mg Ext-s}$) | Sucres réducteurs ($\mu\text{g EG/mg Ext-s}$) | |
|-------------|---|---|---------------------------------|
| HM | E_PEF | 420,24 \pm 4,06 ^b | 50,33 \pm 3,23 ^c |
| | E_SM | 158,43 \pm 8,59 ^{cd} | 85,79 \pm 3,23 ^b |
| | E_BS | 65,47 \pm 5,64 ^e | 25,79 \pm 2,22 ^d |
| | E_MB | 494,70 \pm 7,95 ^a | 403,06 \pm 15,35 ^a |
| | E_TP | 370,77 \pm 6,22 ^b | 20,64 \pm 1,21 ^d |
| | E_SC | 123,90 \pm 9,46 ^d | 85,48 \pm 2,22 ^b |
| | E_TC | 180,75 \pm 9,95 ^c | 67,61 \pm 3,84 ^{bc} |
| Hx | E_PEF | 1,08 \pm 0,09 ^a | 00 |
| | E_SM | 1,23 \pm 0,17 ^a | 00 |
| | E_BS | 0,21 \pm 0,01 ^c | 00 |
| | E_MB | 0,11 \pm 0,04 ^c | 00 |
| | E_TP | 0,06 \pm 0,01 ^c | 00 |
| | E_SC | 0,57 \pm 0,02 ^b | 00 |
| DCM | E_PEF | 0,85 \pm 0,02 ^a | 00 |
| | E_SM | 0,98 \pm 0,06 ^a | 00 |
| | E_BS | 0,43 \pm 0,05 ^b | 00 |
| | E_MB | 0,12 \pm 0,02 ^d | 00 |
| | E_TP | 0,01 \pm 0,01 ^d | 00 |
| | E_SC | 0,28 \pm 0,03 ^b | 00 |
| AEEM | E_PEF | 295,16 \pm 3,11 ^c | 52,64 \pm 0,83 ^b |
| | E_SM | 395,56 \pm 12,99 ^b | 57,12 \pm 3,86 ^b |
| | E_BS | 201,03 \pm 16,18 ^d | 56,58 \pm 1,07 ^b |
| | E_MB | 475,67 \pm 35,25 ^a | 24,15 \pm 1,58 ^c |
| | E_TP | 246,50 \pm 2,51 ^{cd} | 67,22 \pm 0,32 ^c |
| | E_SC | 418,35 \pm 8,05 ^{ab} | 67,94 \pm 0,44 ^a |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM**.hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). ^{a-e} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait).

2.2 Dosage des composés phénoliques

La détermination des polyphénols dans les extraits étudiés sont effectués suivant le protocole décrit par **Obied et al., (2007)**, comme la première étape dans le cadre de la recherche de l'activité antioxydante. Dans ce but les extraits préparés ont été caractérisés quantitativement par des méthodes spectrophotométriques, afin de définir leurs teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins condensés et flavonols.

Le dosage des polyphénols totaux est réalisé suivant la procédure de **Folin & Ciocalteu, (1927)**. Les résultats sont établis à partir d'une courbe d'étalonnage en utilisant comme standard l'acide gallique, au moyen de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0017x + 0,0068$; $R^2 = 0,9976$) (**Fig. 27**). Les valeurs obtenues sont exprimées en microgramme équivalent acide gallique par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EAG/mg d'extrait sec}$).

Les résultats des polyphénols totaux sont regroupés dans le **tableau 12**. Les teneurs sont relativement importantes dans les extraits obtenus par macération hydro-méthanolique et par le mélange **AEEM**, la détermination des taux des polyphénols totaux révèle que **E_PEF_HM** est le plus riche suivi par **E_MB_AEEM**, d'ordre de $111,10 \pm 4,97$ et $106,59 \pm 1,96 \mu\text{g EAG/mg Ext-s}$. Par contre, les extraits obtenus par macération à chaud en utilisant l'Hexane et le dichlorométhane sont pratiquement les plus limités.

Le dosage des flavonoïdes totaux est réalisé suivant la méthode au chlorure d'aluminium (**Zhishen et al., 1999**). Les résultats sont établis à partir d'une courbe d'étalonnage en utilisant comme standard la catéchine, au moyen de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0034x + 0,0022$; $R^2 = 0,9998$) (**Fig. 28**). Les valeurs obtenues sont exprimées en microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EC/mg d'extrait sec}$). D'après les résultats exprimés dans le **tableau 12**, les flavonoïdes sont très abondants dans l'extrait de *M. broomeianus* préparé soit par macération hydro-méthanolique (**HM**) soit par le mélange de solvants (**AEEM**), cette abondance s'est traduite par des taux respectifs de l'ordre de $16,80 \pm 0,72$ et $16,44 \pm 0,43 \mu\text{g EC/mg Ext-s}$, tandis que les extraits préparés par l'hexane et le dichlorométhane ont présenté des teneurs mineures et peu importantes.

Le dosage des tanins condensés est réalisé suivant la méthode décrite par **Sun et al., (1998)** . Les résultats sont établis à partir d'une courbe d'étalonnage en utilisant comme standard la catéchine, au moyen de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0002x - 0,0025$; $R^2 = 0,9965$) (**Fig. 29**). Les valeurs obtenues sont exprimées en microgramme équivalent catéchine par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EC/mg d'extrait sec}$).

Les résultats des tanins condensés sont regroupés dans le **tableau 12**. Le dosage de ces tanins condensés dans les différents extraits montre une grande différence, cette différence est due principalement à la nature et la polarité des solvants qui jouent un rôle primordial dans la dissolution des tanins condensés. Le taux le plus remarquable est celui enregistré avec l'extrait hydrométhanolique de *M. broomeianus* et qui a révélé des valeurs de l'ordre de $59,17 \pm 4,38 \mu\text{g EC/mg Ext-s}$. Par contre ces tanins condensés sont absents dans les extraits hydrométhanoliques de *P. eryngii var ferulae*, *B. satans* et de *T. pseudonictitans*, et de même, les extraits d'hexane et de dichlorométhane, de ces mêmes champignons, ont révélé des taux de tanins condensé soit totalement absents soit avec des faibles teneurs.

Le dosage des flavonols totaux est réalisé selon une méthode basée sur la chélation des ions Al^{3+} (**Yermakov et al., 1987**). Les résultats sont établis à partir d'une courbe d'étalonnage en utilisant comme standard la catéchine, au moyen de l'équation de régression linéaire ($y = 0,0077x - 0,0101$; $R^2 = 0,9998$) (**Fig. 30**). Les valeurs obtenues sont exprimées en microgramme équivalent quercétine par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EQ/mg d'extrait sec}$).

Selon les résultats représentés dans le **tableau 12**, l'extrait de *M. broomeianus* obtenu par différents solvants **AEEM** a noté la teneur la plus élevée avec $9,85 \pm 0,32 \mu\text{g EQ/mg Ext-s}$, cependant, les extraits obtenus par l'Hexane et le dichlorométhane ont enregistré les teneurs les plus faibles.

L'examen des résultats des dosage des composés phénoliques dans les extraits des champignons étudiés divulgue une forte différence des teneurs en ces composés entre les échantillons. Cette différence des résultats semble due, tous d'abord à la nature de chaque espèce, aussi à la méthode d'extraction ainsi que la polarité du solvant utilisé.

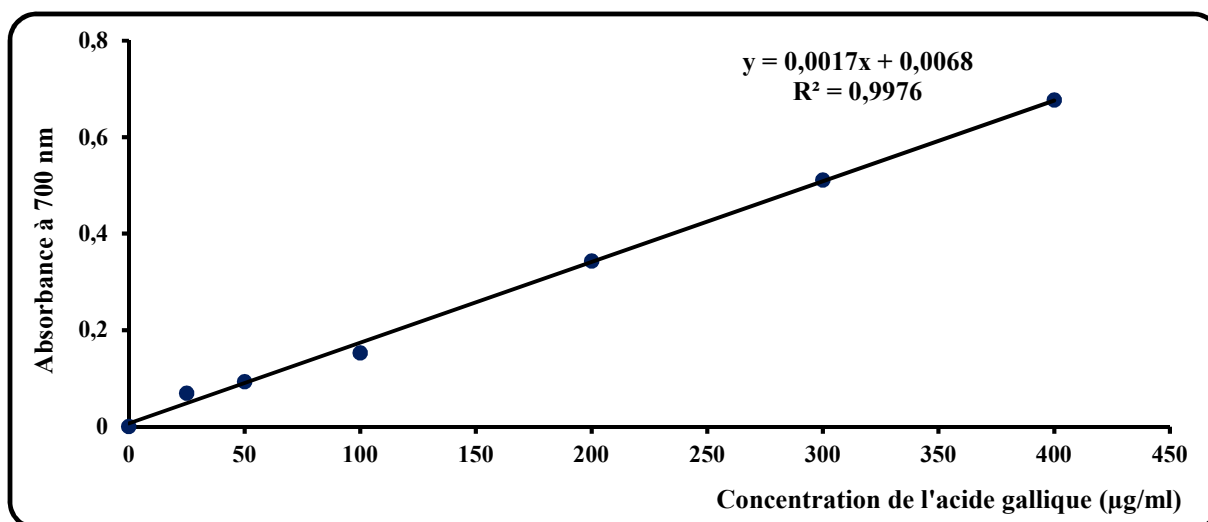


Figure 27: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux

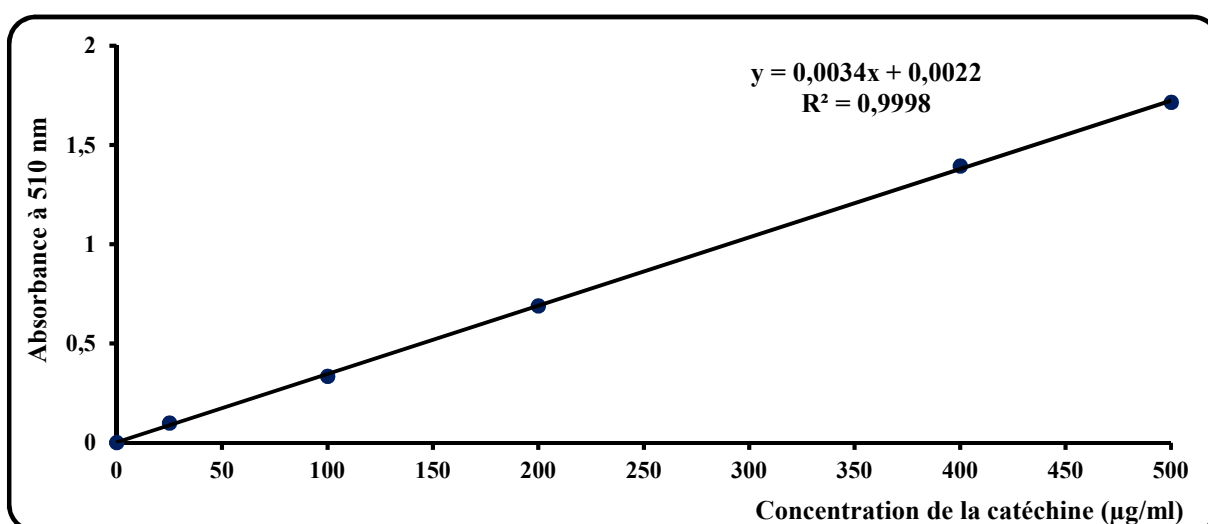


Figure 28: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes totaux

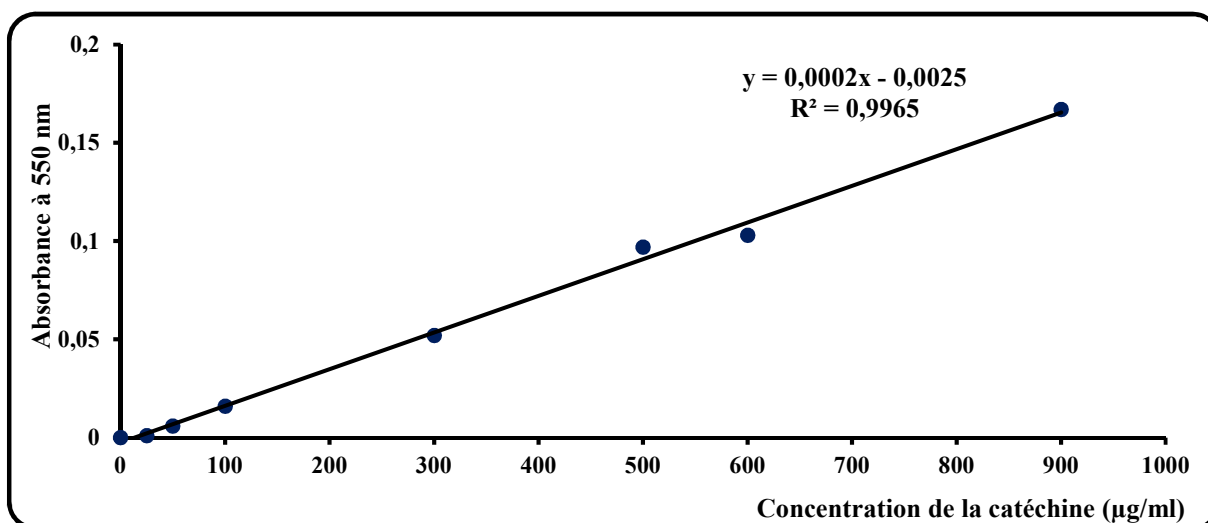


Figure 29: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés

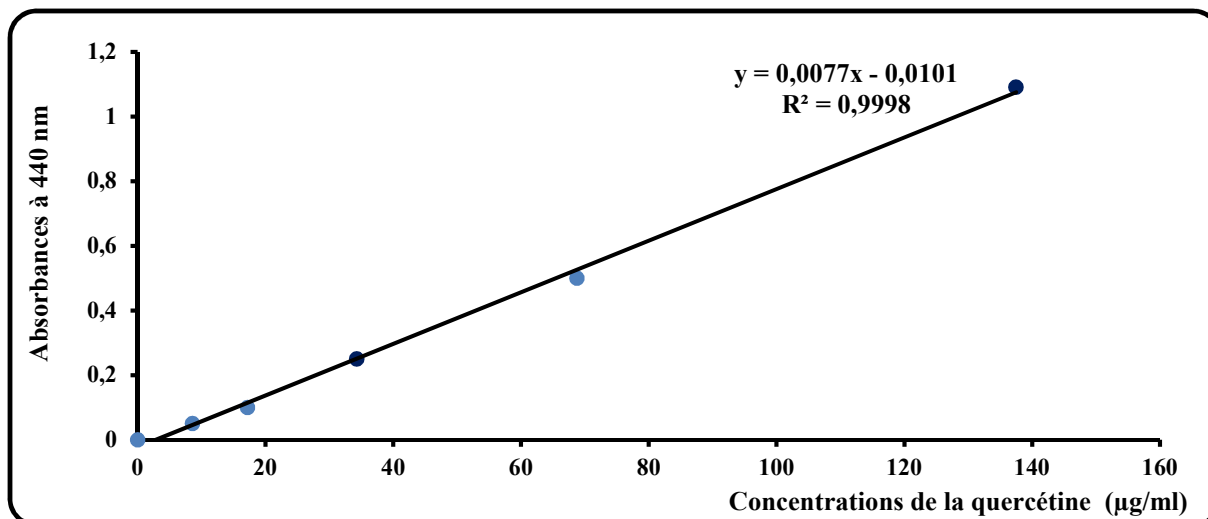


Figure 30: Courbe d'étalonnage de la quercétine pour le dosage des flavonols

Tableau 12: Teneurs en composés phénoliques des différents extraits (Moyenne \pm EM, n=3)

| Extraits | Polyphénols totaux | Flavonoïdes | Tanins condensés | Flavonols | |
|-------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|-------------------------------|-------------------------------|
| | ($\mu\text{g EAG/mg Ext-s}$) | ($\mu\text{g EC/mg Ext-s}$) | ($\mu\text{g EC/mg Ext-s}$) | ($\mu\text{g EQ/mg Ext-s}$) | |
| HM | E_PEF | 111,10 \pm 4,97 ^a | 7,98 \pm 0,52 ^c | 00 | 4,82 \pm 0,17 ^a |
| | E_SM | 76,20 \pm 4,05 ^c | 13,27 \pm 1,05 ^b | 19,17 \pm 2,50 ^b | 3,35 \pm 0,23 ^{bc} |
| | E_BS | 59,53 \pm 0,39 ^d | 4,25 \pm 0,46 ^d | 00 | 1,53 \pm 0,06 ^e |
| | E_MB | 106,59 \pm 1,96 ^a | 16,80 \pm 0,72 ^a | 59,17 \pm 4,38 ^a | 2,78 \pm 0,14 ^d |
| | E_TP | 78,35 \pm 1,96 ^c | 3,47 \pm 0,59 ^d | 00 | 1,53 \pm 0,06 ^e |
| | E_SC | 92,27 \pm 2,09 ^b | 5,24 \pm 0,20 ^d | 17,50 \pm 7,50 ^b | 2,87 \pm 0,09 ^{cd} |
| | E_TC | 82,27 \pm 1,44 ^{bc} | 14,94 \pm 0,98 ^{ab} | 27,50 \pm 2,50 ^b | 3,48 \pm 0,14 ^b |
| Hx | E_PEF | 1,98 \pm 0,07 ^b | 0,22 \pm 0,02 ^{ab} | 00 | 0,10 \pm 0,01 ^c |
| | E_SM | 1,43 \pm 0,05 ^c | 0,26 \pm 0,02 ^a | 00 | 0,14 \pm 0,00 ^a |
| | E_BS | 2,16 \pm 0,03 ^b | 0,23 \pm 0,00 ^a | 00 | 0,12 \pm 0,01 ^b |
| | E_MB | 0,44 \pm 0,10 ^{da} | 0,02 \pm 0,00 ^c | 00 | 0,01 \pm 0,00 ^d |
| | E_TP | 1,48 \pm 0,04 ^c | 0,03 \pm 0,00 ^c | 00 | 0,01 \pm 0,00 ^d |
| | E_SC | 5,13 \pm 0,08 ^a | 0,17 \pm 0,02 ^b | 3,11 \pm 0,19 ^a | 0,09 \pm 0,00 ^c |
| DCM | E_PEF | 0,63 \pm 0,09 ^c | 0,18 \pm 0,01 ^c | 00 | 0,11 \pm 0,00 ^b |
| | E_SM | 2,76 \pm 0,05 ^a | 0,28 \pm 0,01 ^b | 0,69 \pm 0,12 ^b | 0,15 \pm 0,01 ^b |
| | E_BS | 2,69 \pm 0,30 ^a | 0,35 \pm 0,02 ^a | 00 | 0,21 \pm 0,03 ^a |
| | E_MB | 0,97 \pm 0,05 ^c | 0,13 \pm 0,00 ^{cd} | 00 | 0,11 \pm 0,00 ^b |
| | E_TP | 1,62 \pm 0,16 ^b | 0,10 \pm 0,02 ^d | 00 | 0,05 \pm 0,02 ^c |
| | E_SC | 2,04 \pm 0,10 ^b | 0,24 \pm 0,01 ^b | 1,21 \pm 0,22 ^a | 0,15 \pm 0,01 ^b |
| AEEM | E_PEF | 93,25 \pm 2,88 ^a | 8,49 \pm 0,04 ^c | 8,92 \pm 1,22 ^b | 7,30 \pm 0,10 ^b |
| | E_SM | 59,53 \pm 1,57 ^c | 9,11 \pm 0,18 ^c | 18,92 \pm 0,89 ^a | 5,65 \pm 0,06 ^{cd} |
| | E_BS | 46,98 \pm 3,01 ^d | 9,43 \pm 0,58 ^{bc} | 5,75 \pm 0,67 ^{bc} | 6,16 \pm 0,08 ^c |
| | E_MB | 80,12 \pm 3,92 ^b | 16,44 \pm 0,43 ^a | 4,75 \pm 0,67 ^c | 9,85 \pm 0,32 ^a |
| | E_TP | 23,25 \pm 3,79 ^e | 12,03 \pm 1,36 ^b | 3,92 \pm 1,11 ^c | 3,30 \pm 0,37 ^e |
| | E_SC | 54,43 \pm 1,83 ^{cd} | 10,00 \pm 0,69 ^{bc} | 21,75 \pm 1,33 ^a | 5,13 \pm 0,10 ^d |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM** hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). ^{a-e} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait).

2.3 Dosage des saponines totales, des triterpénoïdes totaux et des pigments

Compte tenu des conditions expérimentales et des moyens disponibles, les résultats de ces déterminations peuvent être moins sensibles et moins sélectifs, mais cela ne remet nullement en cause les méthodes d'analyses.

La teneur en saponines totales dans les extraits préparés à partir des différents solvants est quantifiée par un dosage colorimétrique en utilisant le réactif de vanilline-acide sulfurique (Hiai et al., 1976). Les résultats obtenus sont exprimés en microgrammes d'équivalents de diosgénine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g ED/mg d'extrait sec}$), en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée de la référence, diosgénine ($y = 0,0005x - 0,0025$; $R^2 = 0,9951$) (Fig. 31). Ces résultats sont consignés dans le **tableau 13**.

Le constat général effectué par ce test est que les saponines ont été trouvées uniquement dans les extraits hydro-méthanolique et du mélange de solvants (AEEM). Cependant l'extrait hydro-méthanolique de *B. satans* a enregistré la teneur la plus élevée avec un taux de l'ordre de $11,67 \pm 2,78 \mu\text{g de ED/mg Ext-s d'extrait}$, suivi par l'extrait hydro-méthanolique de *S. collinitus* et l'extrait de mélange de solvants (AEEM) de *T. pseudonictitans* avec des taux respectifs de l'ordre de $10,00 \pm 1,67$ et $10,83 \pm 2,78 \mu\text{g de ED/mg Ext-s d'extrait}$, tandis que les extraits obtenus par l'hexane (Hx) et le dichlorométhane (DCM), n'ont enregistré aucun résultat quantifiable.

Le contenu en **triterpénoïdes totaux** des extraits de champignons a été évalué par colorimétrie, en utilisant l'acide ursolique comme standard. L'équation de régression linéaire retenu de la courbe d'étalonnage sert pour l'estimation de ces mesures ($y = 0,0003x + 0,0028$; $R^2 = 0,9894$) (Fig. 32). Les teneurs correspondantes sont exprimées en microgramme équivalent acide ursolique par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EAU/mg d'extrait}$), les résultats sont résumés dans le **tableau 13**. Au cours de la réalisation de ce test nous avons remarqué que l'extrait de dichlorométhane de *S. collinitus* a fourni la teneur en triterpénoïdes totaux la plus élevée avec $10,92 \pm 0,33 \mu\text{g EAU/mg Ext-s}$ suivi par l'extrait par hexane de *S. collinitus* avec un taux de $9,30 \pm 0,30 \mu\text{g EAU/mg Ext-s}$. Pour déterminer simultanément la teneur en **β -carotène et en lycopène** dans les échantillons étudiés, nous avons utilisé une méthode simple, les teneurs sont obtenues au moyen des équations proposées par Nagata & Yamashita, (1992).

La teneur en β -carotène et en lycopène différait considérablement entre les espèces des champignons analysées. La concentration en lycopène a été bien inférieure à la concentration en β -carotène dans les champignons étudiés à l'exception de l'extrait par hexane de *T. pseudonictitans* (Tableau 13).

La teneur relativement élevée en β -carotène a été détectée dans les extraits par hexane des champignons de *P. eryngii var ferulae* et de *S. mediterrneensis* qui ont donnés des teneurs respectifs de l'ordres de $0,493 \pm 0.003$ $0,450 \pm 0.004$ $\mu\text{g C/mg Ext-s}$ tandis que la teneur la plus élevée en lycopène a été détectée dans les extraits de l'hexane des champignons de *T. pseudonictitans* et de *S. mediterrneensis* avec des teneurs respectifs de l'ordres de $0,334 \pm 0.033$ $0,303 \pm 0.002$ $\mu\text{g C/mg Ext-s}$.

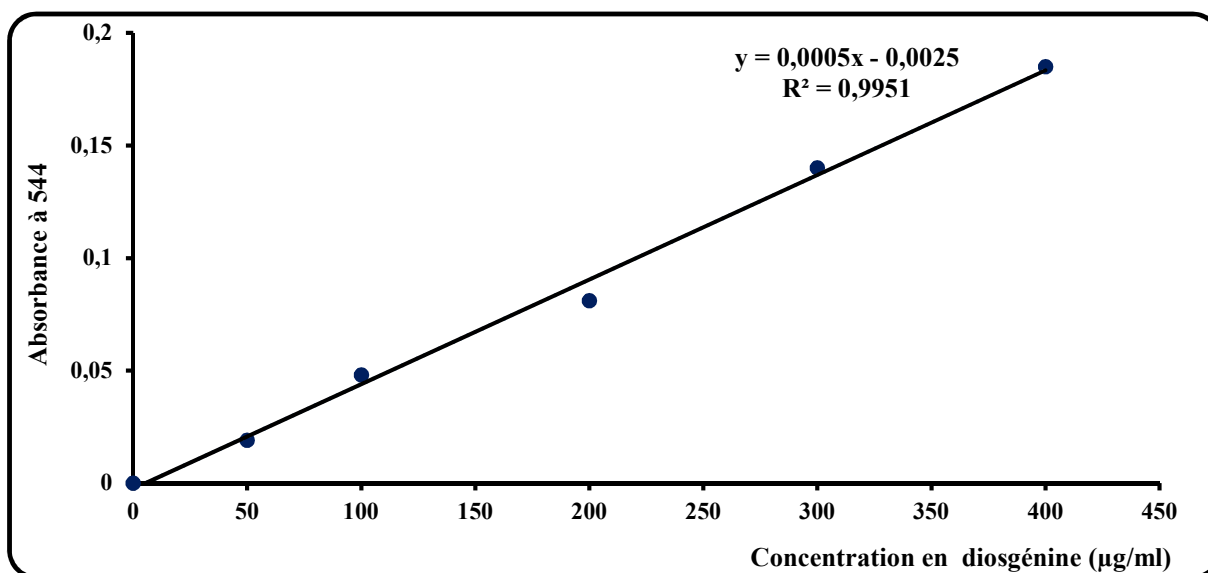


Figure 31: Courbe d'étalonnage de diosgénine pour le dosage des saponines totales

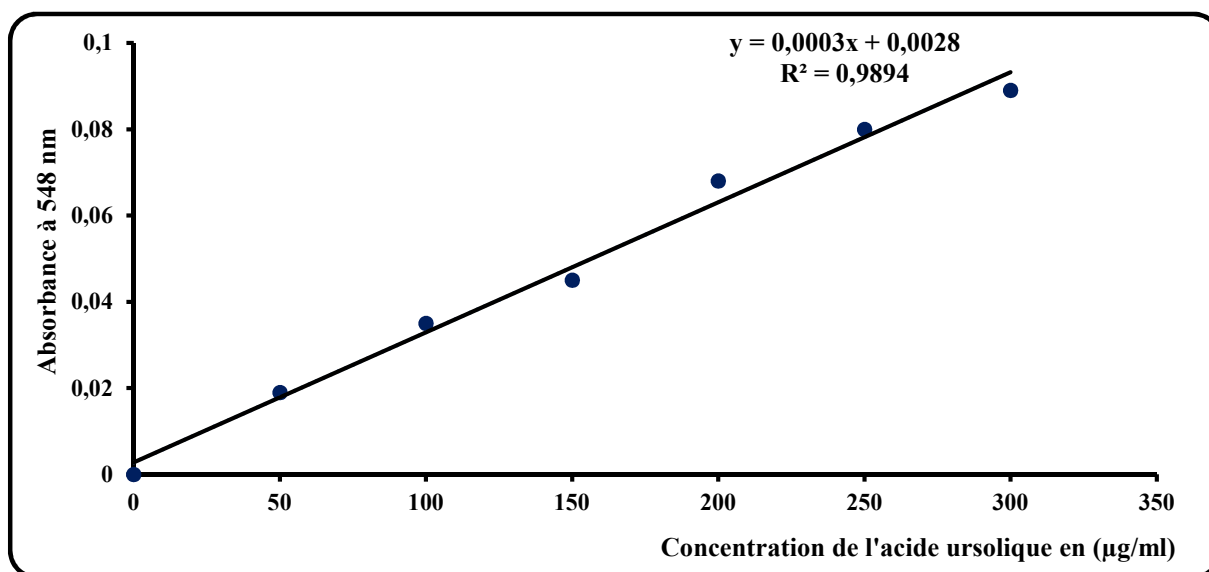


Figure 32: Courbe d'étalonnage de l'acide ursolique pour le dosage des triterpènes totaux

Tableau 13: Teneurs en saponines et triterpénoïdes des différents extraits (Moyenne \pm EM, n=3)

| Extraits | Saponines totales ($\mu\text{g ED/mg Ext-s}$) | Triterpénoïdes totaux ($\mu\text{g EAU/mg Ext-s}$) | β -carotène ($\mu\text{g EC/mg Ext-s}$) | Lycopène ($\mu\text{g EC/mg Ext-s}$) | |
|-------------|--|---|--|---|--------------------------------|
| HM | E_PEF | 00 | 0,67 \pm 0,00 ^a | 0,186 \pm 0.005 ^b | 0,123 \pm 0.001 ^b |
| | E_SM | 00 | 00 | 00 | 00 |
| | E_BS | 11,67 \pm 2,78 ^a | 1.78 \pm 1.48 ^a | 0,096 \pm 0.000 ^c | 0,074 \pm 0 ^c |
| | E_MB | 0,83 \pm 1,11 ^c | 2.89 \pm 1.48 ^a | 0,049 \pm 0.002 ^d | 0,013 \pm 0.002 ^e |
| | E_TP | 7,50 \pm 1,67 ^{ab} | 1.78 \pm 1.48 ^a | 0,099 \pm 0.001 ^c | 0,061 \pm 0.001 ^d |
| | E_SC | 10,00 \pm 1,67 ^a | 00 | 00 | 00 |
| | E_TC | 1,67 \pm 1,11 ^b | 1.78 \pm 1.48 ^a | 0,246 \pm 0.001 ^a | 0,160 \pm 0 ^a |
| Hx | E_PEF | 00 | 0,73 \pm 0,33 ^b | 0,493 \pm 0.003 ^a | 0,296 \pm 0.001 ^b |
| | E_SM | 00 | 8,11 \pm 0,40 ^a | 0,450 \pm 0.004 ^b | 0,303 \pm 0.002 ^a |
| | E_BS | 00 | 6,51 \pm 3.77 ^a | 0,387 \pm 0.002 ^d | 0,269 \pm 0.001 ^d |
| | E_MB | 00 | 6,96 \pm 0,28 ^a | 0,187 \pm 0 ^f | 0,105 \pm 0.001 ^f |
| | E_TP | 00 | 6,70 \pm 0,27 ^a | 0,400 \pm 0.002 ^c | 0,277 \pm 0.033 ^c |
| | E_SC | 00 | 9,30 \pm 0,30 ^a | 0,299 \pm 0.001 ^e | 0,190 \pm 0.002 ^e |
| DCM | E_PEF | 00 | 00 | 00 | 00 |
| | E_SM | 00 | 00 | 00 | 00 |
| | E_BS | 00 | 00 | 00 | 00 |
| | E_MB | 00 | 2,33 \pm 0,10 ^b | 0,315 \pm 0.003 ^b | 0,215 \pm 0.001 ^b |
| | E_TP | 00 | 0,84 \pm 0,27 ^c | 0,393 \pm 0.001 ^a | 0,229 \pm 0.001 ^a |
| | E_SC | 00 | 10,92 \pm 0,33 ^a | 0,065 \pm 0.001 ^c | 0,045 \pm 0.002 ^c |
| AEEM | E_PEF | 00 | 00 | 00 | 00 |
| | E_SM | 00 | 0,67 \pm 0,11 ^c | 0,065 \pm 0.001 ^b | 0,017 \pm 0.001 ^d |
| | E_BS | 3,33 \pm 2,78 ^b | 00 | 00 | 00 |
| | E_MB | 00 | 3,80 \pm 0,14 ^a | 0,045 \pm 0.002 ^c | 0,026 \pm 0 ^b |
| | E_TP | 10,83 \pm 2,78 ^a | 4,50 \pm 0,10 ^a | 0,126 \pm 0.003 ^a | 0,080 \pm 0.001 ^a |
| | E_SC | 0,83 \pm 1,11 ^b | 2,85 \pm 0,39 ^b | 0,062 \pm 0.002 ^b | 0,023 \pm 0.001 ^c |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM** hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). ^{a-f} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait).

3 Résultats des analyses (GC-MS)

Les profils des chromatogrammes GC-MS des extraits sélectionnés E_PEF_AEEM de *P. eryngii* var. *ferulae*, E-MB_HM de *M. broomeianus*, E_MB_AEEM de *M. broomeianus*, E_BS_HM de *B. satans*, E_BS_AEEM de *B. satans* et l'E_TC_HM de *T. claveryi* sont présentés dans les **figures 33, 34, 35, 36, 37 et 38** respectivement. Nous avons identifié les composés bioactifs en comparant les spectres de chaque composé biologique avec ceux des bibliothèques NIST, également sur la base du temps de rétention et du poids moléculaire. Les composés identifiés sont présentés dans les tableaux **14, 15, 16, 17, 18 et 19** respectivement pour chaque extrait.

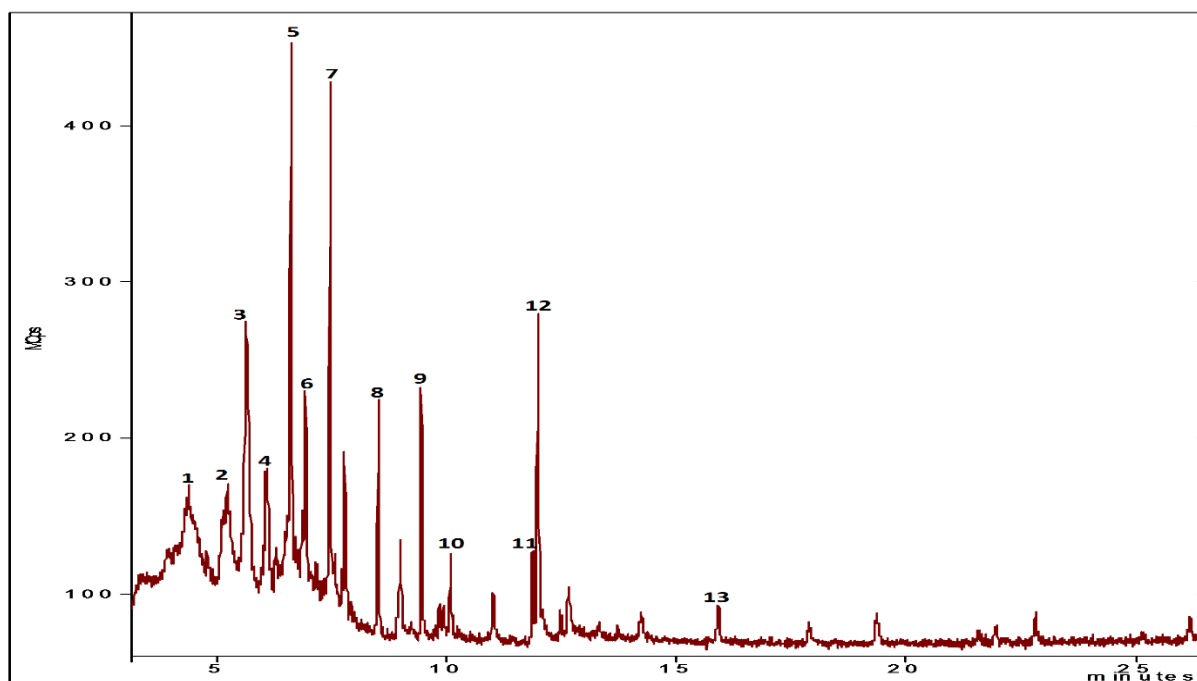


Figure 33 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_PEF_AEEM de *P. eryngii* var. *ferulae*

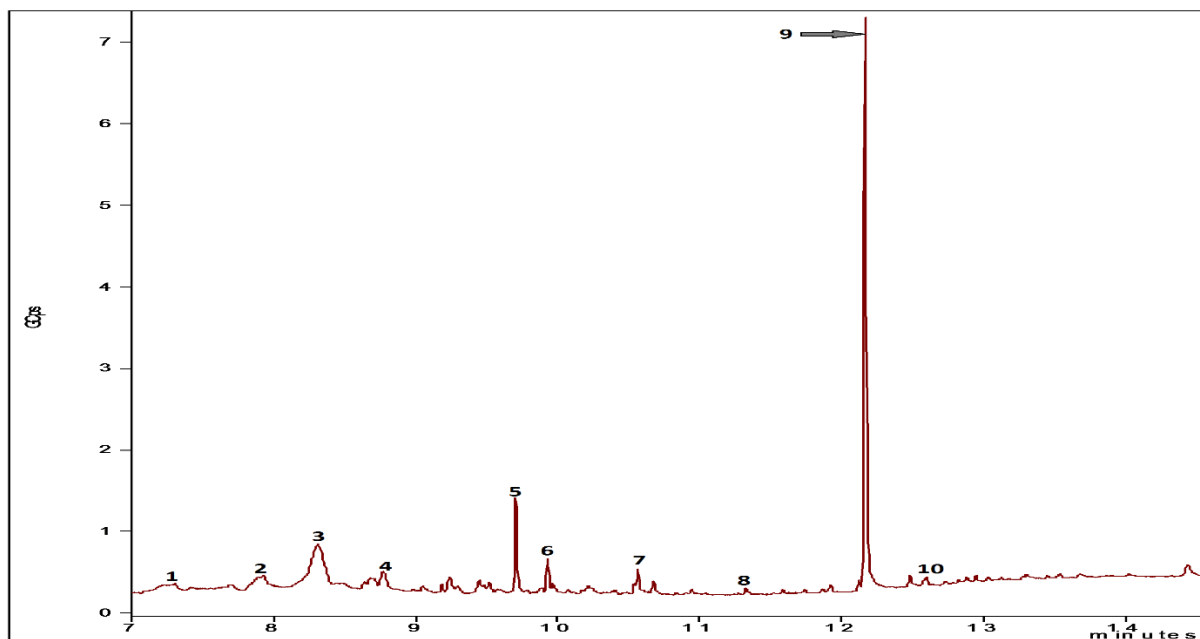


Figure 34 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E-MB_HM de *M.broomeianus*

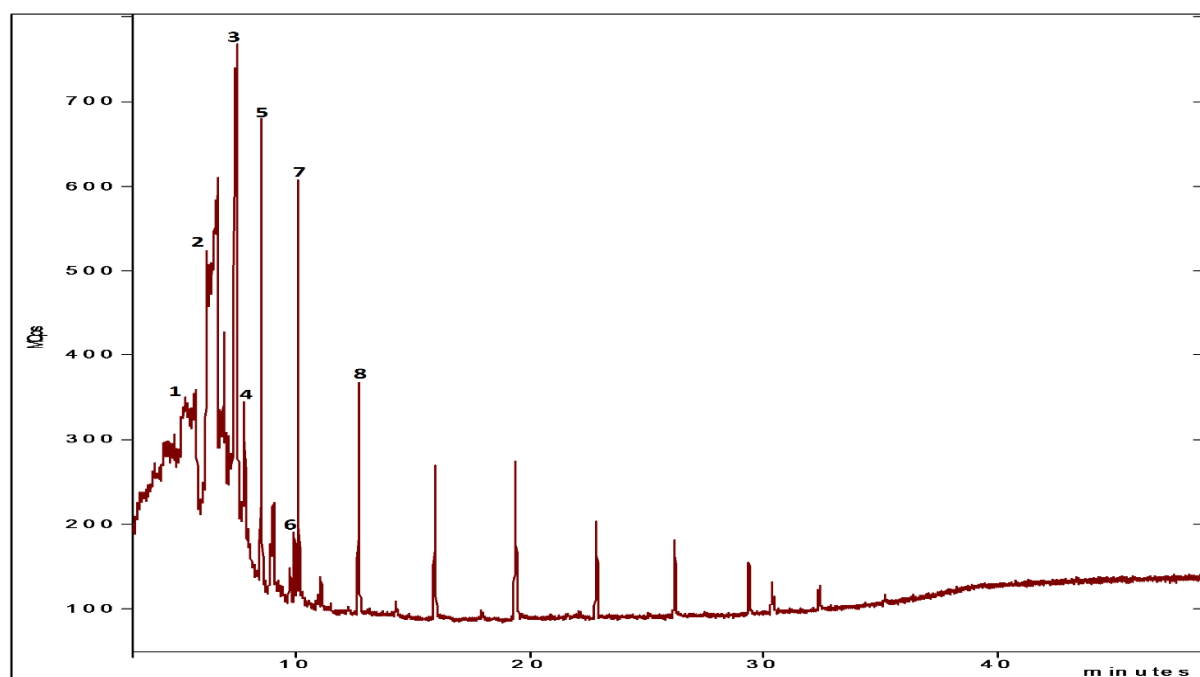


Figure 35 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_MB_AEEM de *M.broomeianus*

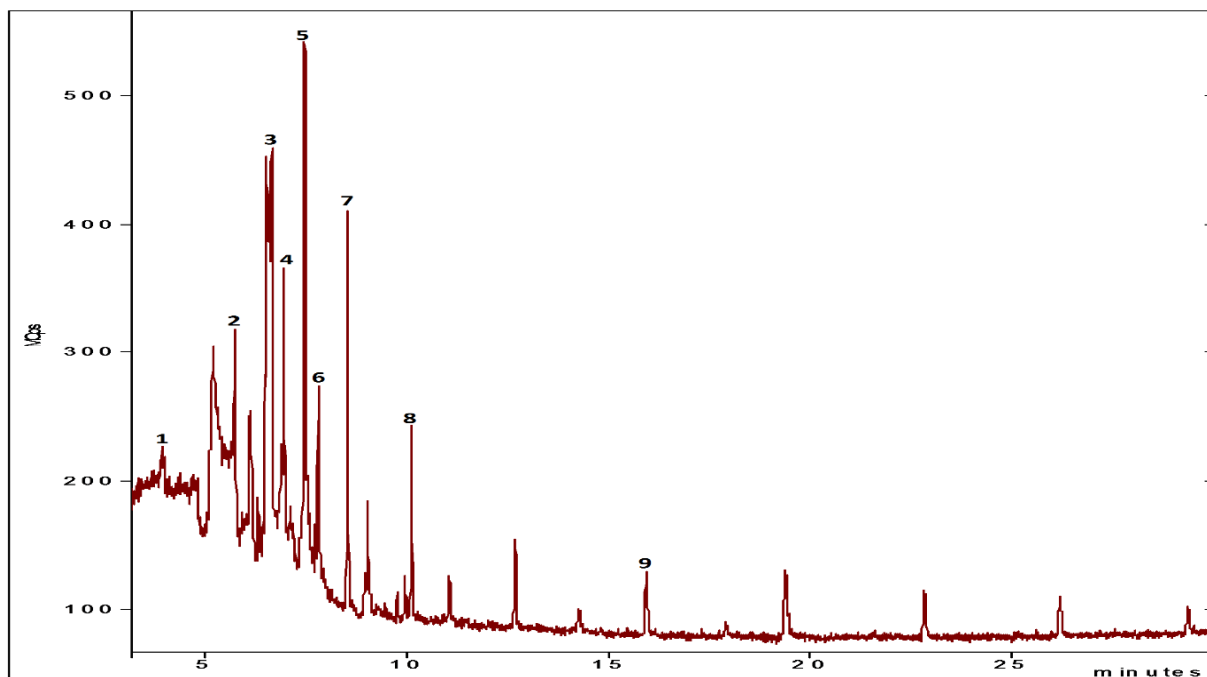


Figure 36 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_BS_HM de *B. satans*

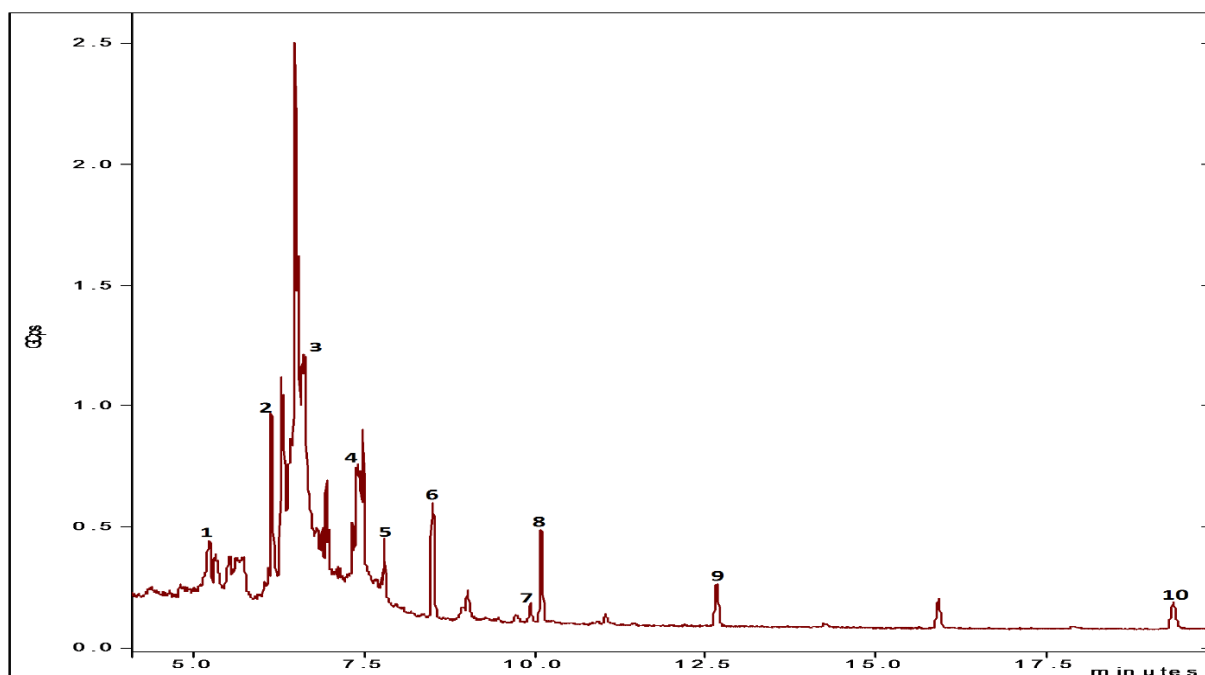


Figure 37 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_BS_AEEM de *B. satans*

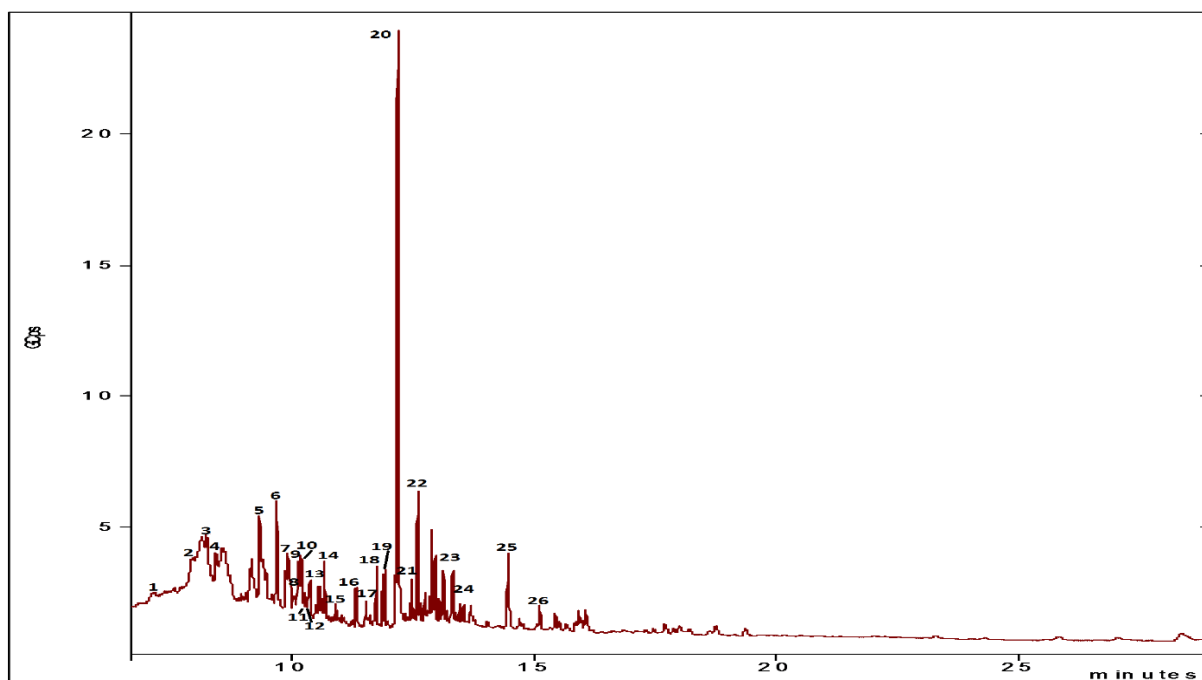


Figure 38 : Profil chromatogramme d'une analyse par GC-MS de l'extrait E_TC_HM de *T. claveryi*

Tableau 14 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E_PEF_AEEM de *P. eryngii* var. *ferulae* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|-----------------------------------|--------------------------|---|--|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 4.393 | 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9-Decamethyl-9-(2-methylpropoxy)pentasiloxan-1-ol | C ₁₄ H ₄₀ O ₆ Si ₅ | 444 | 645 | 657 | 5,38 |
| 2 | 5.142 | Hexasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11-dodecamethyl- | C ₁₂ H ₃₈ O ₅ Si ₆ | 430 | 615 | 670 | 1,31 |
| 3 | 5.647 | Cyclohexasiloxane, dodecamethyl- | C ₁₂ H ₃₆ O ₆ Si ₆ | 444 | 902 | 977 | 17,05 |
| 4 | 6.621 | Cycloheptasiloxane, tetradecamethyl- | C ₁₄ H ₄₂ O ₇ Si ₇ | 518 | 894 | 931 | 12,30 |
| 5 | 6.933 | Octasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11,13,13,15,15-hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₅₀ O ₇ Si ₈ | 578 | 634 | 680 | 2,66 |
| 6 | 7.473 | Cyclooctasiloxane, hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₄₈ O ₈ Si ₈ | 592 | 866 | 921 | 8,16 |
| 7 | 8.519 | Cyclononasiloxane, octadecamethyl- | C ₁₈ H ₅₄ O ₉ Si ₉ | 666 | 868 | 919 | 3,89 |
| 8 | 9.453 | Palmitic acid, methyl ester | C ₁₇ H ₃₄ O ₂ | 270 | 869 | 916 | 4,37 |
| 9 | 10.097 | Cyclodecasiloxane, eicosamethyl- | C ₂₀ H ₆₀ O ₁₀ Si ₁₀ | 740 | 797 | 810 | 1,91 |
| 10 | 11.883 | 12,15-Octadecadienoic acid, methyl ester | C ₁₉ H ₃₄ O ₂ | 294 | 744 | 843 | 2,18 |
| 11 | 12.001 | 9-Octadecenoic acid, methyl ester, (E)- | C ₁₉ H ₃₆ O ₂ | 296 | 864 | 888 | 8,75 |
| 12 | 15.919 | Tetracosamethyl-cyclododecasiloxane | C ₂₄ H ₇₂ O ₁₂ Si ₁₂ | 888 | 616 | 892 | 1,44 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 65,5 |

Tableau 15 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E-MB_HM de *M. broomeianus* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|-----------------------------------|--------------------------|---|---|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 7.929 | Doconexen (Cervonic acid) | C ₂₂ H ₃₂ O ₂ | 328 | 723 | 733 | 6,67 |
| 2 | 8.314 | cis-4,7,10,13,16,19-Docosahexaenoic acid, trimethylsilyl ester | C ₂₅ H ₄₀ O ₂ Si | 400 | 668 | 684 | 17,92 |
| 3 | 8.78 | 1,2-Diphenylcyclopropane | C ₁₅ H ₁₄ | 194 | 845 | 910 | 2,98 |
| 4 | 9.708 | Palmitic acid, methyl ester | C ₁₇ H ₃₄ O ₂ | 270 | 912 | 956 | 7,25 |
| 5 | 9.930 | Dibutyl phthalate | C ₁₆ H ₂₂ O ₄ | 278 | 924 | 946 | 2,47 |
| 6 | 10.563 | Oleic acid, methyl ester | C ₁₉ H ₃₆ O ₂ | 296 | 906 | 929 | 2,78 |
| 7 | 11.328 | -Glyceryl linoleate | C ₂₁ H ₃₈ O ₄ | 354 | 628 | 635 | 0,69 |
| 8 | 12.164 | (2,3-Diphenylcyclopropyl)methyl phenyl sulfoxide, trans- | C ₂₂ H ₂₀ OS | 332 | 700 | 714 | 49,04 |
| 9 | 12.595 | Thiocarbamic acid, N,N-dimethyl, S-1,3-diphenyl-2-butenyl ester | C ₁₉ H ₂₁ NOS | 311 | 692 | 724 | 1,10 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 90,89 |

Tableau 16 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E_MB_AEEM de *M. broomeianus* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|-----------------------------------|--------------------------|---|--|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 5.693 | Cyclohexasiloxane, dodecamethyl- | C ₁₂ H ₃₆ O ₆ Si ₆ | 444 | 839 | 964 | 4,76 |
| 2 | 6.178 | Cycloheptasiloxane, tetradecamethyl- | C ₁₄ H ₄₂ O ₇ Si ₇ | 518 | 869 | 929 | 7,60 |
| 3 | 7.455 | Cyclooctasiloxane, hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₄₈ O ₈ Si ₈ | 592 | 831 | 903 | 24,93 |
| 4 | 7.797 | Bis(pentamethylcyclotrisiloxy)hexamethyltrisiloxane | C ₁₆ H ₄₈ O ₁₀ Si ₉ | 652 | 616 | 840 | 1,15 |
| 5 | 8.492 | Cyclononasiloxane, octadecamethyl- | C ₁₈ H ₅₄ O ₉ Si ₉ | 666 | 887 | 919 | 11,06 |
| 6 | 9.941 | Dibutyl phthalate | C ₁₆ H ₂₂ O ₄ | 278 | 828 | 949 | 1,70 |
| 7 | 10.099 | Octasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11,13,13,15,15-hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₅₀ O ₇ Si ₈ | 578 | 751 | 814 | 7,41 |
| 8 | 12.681 | Cyclodecasiloxane, eicosamethyl- | C ₂₀ H ₆₀ O ₁₀ Si ₁₀ | 740 | 803 | 816 | 5,21 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 63,81 |

Tableau 17 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E_BS_HM de *B. satans* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|-----------------------------------|--------------------------|---|--|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 3.944 | 1,1,3,3,5,5,7,7-Octaméthyl-7-(2-méthylpropoxy)tétrasiloxan-1-ol | C ₁₂ H ₃₄ O ₅ Si ₄ | 370 | 670 | 716 | 1,59 |
| 2 | 5.731 | Cyclohexasiloxane, dodécaméthyl- | C ₁₂ H ₃₆ O ₆ Si ₆ | 444 | 828 | 905 | 28,86 |
| 3 | 6.641 | Cycloheptasiloxane, tétradécaméthyl- | C ₁₄ H ₄₂ O ₇ Si ₇ | 518 | 820 | 919 | 21,29 |
| 4 | 6.937 | Octasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11,13,13,15,15-hexadécaméthyl- | C ₁₆ H ₅₀ O ₇ Si ₈ | 578 | 643 | 703 | 2,52 |
| 5 | 7.458 | Cyclooctasiloxane, hexadécaméthyl- | C ₁₆ H ₄₈ O ₈ Si ₈ | 592 | 814 | 898 | 10,51 |
| 6 | 8.521 | Cyclononasiloxane, octadécaméthyl- | C ₁₈ H ₅₄ O ₉ Si ₉ | 666 | 865 | 916 | 4,96 |
| 7 | 10.104 | Cyclodécasiloxane, eicosaméthyl- | C ₂₀ H ₆₀ O ₁₀ Si ₁₀ | 740 | 806 | 822 | 2,70 |
| 8 | 15.938 | Tétracosaméthyl-cyclodécasiloxane | C ₂₄ H ₇₂ O ₁₂ Si ₁₂ | 888 | 639 | 880 | 1,61 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 74,02 |

Tableau 18 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E_BS_AEEM de *B. satans* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|-----------------------------------|--------------------------|---|--|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 5.710 | Cyclohexasiloxane, dodecamethyl- | C ₁₂ H ₃₆ O ₆ Si ₆ | 444 | 815 | 954 | 8,64 |
| 2 | 6.522 | Cycloheptasiloxane, tetradecamethyl- | C ₁₄ H ₄₂ O ₇ Si ₇ | 518 | 696 | 838 | 35,08 |
| 3 | 7.407 | Cyclooctasiloxane, hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₄₈ O ₈ Si ₈ | 592 | 821 | 889 | 10,52 |
| 4 | 7.790 | Bis(pentamethylcyclotrisiloxy)hexamethyltrisiloxane | C ₁₆ H ₄₈ O ₁₀ Si ₉ | 652 | 602 | 806 | 2,01 |
| 5 | 8.499 | Cyclononasiloxane, octadecamethyl- | C ₁₈ H ₅₄ O ₉ Si ₉ | 666 | 896 | 931 | 6,11 |
| 6 | 9.935 | Phthalic acid, butyl 2-ethylhexyl ester | C ₂₀ H ₃₀ O ₄ | 334 | 783 | 868 | 0,89 |
| 7 | 10.093 | Octasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11,13,13,15,15-hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₅₀ O ₇ Si ₈ | 578 | 733 | 797 | 3,87 |
| 8 | 12.672 | Cyclooctasiloxane, hexadecamethyl- | C ₁₆ H ₄₈ O ₈ Si ₈ | 592 | 698 | 814 | 2,32 |
| 9 | 19.378 | Cyclodecasiloxane, eicosamethyl- | C ₂₀ H ₆₀ O ₁₀ Si ₁₀ | 740 | 770 | 784 | 2,08 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 71,52 |

Tableau 19 : Identification des composants bioactifs de l'extrait E_TC_HM de *T. claveryi* par GC-MS

| N° | Temps de rétention (min) | Composants chimiques | Formule chimiques | Poids moléculaire | Match | R Match | Surface du pic (%) |
|----|--------------------------|---|--|-------------------|-------|---------|--------------------|
| 1 | 7.178 | cis-5,8,11,14,17-Eicosapentaenoic acid, tert-butyldimethylsilyl ester | C ₂₆ H ₄₄ O ₂ Si | 416 | 657 | 700 | 0,69 |
| 2 | 7.963 | 1R,3Z,9s-4,11,11-Trimethyl-8-methylenebicyclo[7.2.0]undec-3-ene | C ₁₅ H ₂₄ | 204 | 710 | 773 | 1,07 |
| 3 | 8.247 | cis-4,7,10,13,16,19-Docosahexaenoic acid, trimethylsilyl ester | C ₂₅ H ₄₀ O ₂ Si | 400 | 646 | 661 | 7,50 |
| 4 | 8.444 | 2,4-Difluorobenzene, 1-benzyloxy- | C ₁₃ H ₁₀ F ₂ O | 220 | 612 | 717 | 1,11 |
| 5 | 9.346 | β-Phenylpropiophenone | C ₁₅ H ₁₄ O | 210 | 737 | 792 | 8,57 |
| 6 | 9.691 | Palmitic acid, methyl ester | C ₁₇ H ₃₄ O ₂ | 270 | 869 | 909 | 4,68 |
| 7 | 9.924 | Phthalic acid, dibutyl ester | C ₁₆ H ₂₂ O ₄ | 278 | 776 | 838 | 2,49 |
| 8 | 10.031 | 2-Phenyl-naphthalene - | C ₁₆ H ₁₂ | 204 | 852 | 934 | 0,14 |
| 9 | 10.127 | Chalcone | C ₁₅ H ₁₂ O | 208 | 905 | 921 | 1,28 |
| 10 | 10.203 | Decane, 5,6-bis(2,2-dimethylpropylidene)-, (E,Z)- | C ₂₀ H ₃₈ | 278 | 610 | 618 | 1,66 |
| 11 | 10.253 | Hexasiloxane, 1,1,3,3,5,5,7,7,9,9,11,11-dodecamethyl- | C ₁₂ H ₃₈ O ₅ Si ₆ | 430 | 721 | 754 | 0,25 |
| 12 | 10.395 | 2-Azido-2,4,4,6,6,8,8-heptamethylnonane | C ₁₆ H ₃₃ N ₃ | 267 | 606 | 708 | 0,65 |
| 13 | 10.567 | Oleic acid, methyl ester | C ₁₉ H ₃₆ O ₂ | 296 | 867 | 890 | 0,70 |
| 14 | 10.684 | Linolein, 1-mono- | C ₂₁ H ₃₈ O ₄ | 354 | 605 | 614 | 1,71 |
| 15 | 10.897 | p-Terphenyl (1,4-Diphenylbenzene) | C ₁₈ H ₁₄ | 230 | 909 | 940 | 4,86 |
| 16 | 11.358 | 2-Thiopheneacetic acid, decyl ester | C ₁₆ H ₂₆ O ₂ S | 281 | 630 | 681 | 0,16 |

| | | | | | | | |
|-----------------------------------|--------|---|--|-----|-----|-----|--------------|
| 17 | 11.520 | 1-Eicosene | C ₂₀ H ₄₀ | 280 | 698 | 720 | 0,69 |
| 18 | 11.748 | Sulfurous acid, butyl cyclohexylmethyl ester | C ₁₁ H ₂₂ O ₃ S | 234 | 780 | 801 | 1,27 |
| 19 | 11.875 | 1,1-Diphenylisobutylene | C ₁₆ H ₁₆ | 208 | 635 | 662 | 0,62 |
| 20 | 12.2 | (2,3-Diphenylcyclopropyl)methyl phenyl sulfoxide, trans- | C ₂₂ H ₂₀ OS | 332 | 689 | 710 | 30,49 |
| 21 | 12.434 | Benzene, 1,1'-(2-pentene-1,5-diyl)bis- | C ₁₇ H ₁₈ | 222 | 651 | 689 | 0,33 |
| 22 | 12.606 | Thiocarbamic acid, N,N-dimethyl, S-1,3-diphenyl-2-butenyl ester | C ₁₉ H ₂₁ NOS | 311 | 754 | 762 | 4,45 |
| 23 | 13.138 | Sulfurous acid, cyclohexylmethyl nonyl ester | C ₁₆ H ₃₂ O ₃ S | 304 | 732 | 806 | 1,01 |
| 24 | 13.548 | Benzene, [3-(diphenylmethylene)cyclopentyl]- | C ₂₄ H ₂₂ | 310 | 653 | 679 | 0,64 |
| 25 | 14.466 | Triphenylbenzene | C ₂₄ H ₁₈ | 306 | 869 | 870 | 3,91 |
| 26 | 15.115 | Muscalure (9-Tricosene, (Z)-) | C ₂₃ H ₄₆ | 322 | 623 | 628 | 0,91 |
| Totale des pics identifiés | | | | | | | 81,84 |

Chapitre III. Etude de toxicité (Test d'hémolyse)

Avant d'examiner les caractéristiques biologiques de chaque extrait, nous envisageons d'étudier son innocuité envers les cellules érythrocytaires. Dans ce but, une gamme de différentes concentrations dans le milieu réactionnel compris entre 250 µg/ml à 2000 µg/ml a été préparée.

La détermination de la cytotoxicité des différents extraits, face aux globules rouges humains utilisée comme modèle cellulaire animal universel, a été effectuée en contrôlant le taux d'hémolyse après 60 min d'incubation à 37°C.

La cytotoxicité est évaluée par la fuite de l'hémoglobine intracellulaire des hématies, le contenu en hémoglobine du milieu extracellulaire est alors mesuré par lecture de l'absorbance à une longueur d'onde de 548 nm.

Les valeurs des pourcentages d'hémolyse engendrés par les différentes concentrations des extraits hydro-méthanolique, d'hexane, de Dichlorométhane et du mélange de solvants (AEEM) sont exposées dans **les figures 39, 40, 41 et 42** ainsi que **le tableau 20**.

Les résultats ont prouvé que l'activité hémolytique des extraits se fait d'une conduite dose-dépendante, nous soulignons aussi que la fuite de l'hémoglobine intracellulaire dépend considérablement de la concentration finale de l'extrait testé.

À la concentration de 0,25 mg/mL, la totalité des extraits ne montre qu'un très faible niveau d'activité hémolytique. L'extrait hydro-méthanolique de *B. satans* présente des niveaux cytotoxiques de l'ordre de $20,63 \pm 0,31\%$ à la concentration de 1 mg/mL et $28,07 \pm 1,41\%$ à la concentration de 2 mg/mL. De son côté l'extrait hydro-méthanolique de *S. collinitus* à la concentration de 2 mg/mL a manifesté un taux de toxicité de l'ordre de $19,53 \pm 1,07\%$. Le pourcentage d'activité hémolytique le plus faible a été enregistré avec l'extrait hydro-méthanolique de *T. claveryi* à la concentration de 2 mg/mL et qui a donné un niveau cytotoxique de l'ordre de $2,37 \pm 0,21\%$. Les extraits établis par de l'hexane à une dose de 2mg/mL, en particulier l'extrait de *S. collinitus*, de *S.mediterrneensis* et de *T. pseudonictitans* ont exprimé des niveaux élevés de toxicité de l'ordre de $26,03 \pm 0,56\%$, $13,19 \pm 2,98\%$, $11,94 \pm 0,56\%$ respectivement. De son côté l'extrait d'hexane de *S. collinitus* a révélé un taux de cytotoxicité assez important de $10,29 \pm 1,02\%$ même à la dose de 1 mg/mL.

En revanche, le taux d'hémolyse pour les extraits obtenus par le dichlorométhane varie de $3,16 \pm 0,25\%$ pour l'extrait de *P. eryngii var ferulae* à $38,35 \pm 2,64\%$ pour l'extrait de *T. pseudonictitans* à la concentration de 2 mg/mL.

L'extraction du champignon de *T. pseudonictitans* par le mélange de solvants ont induit une hémolyse élevée de l'ordre de $19,41 \pm 1,95\%$ et $32,75 \pm 1,09\%$ respectivement pour les doses de (1 et 2 mg/mL), Il faut signaler aussi que l'extrait de *B. satans* par mélange de solvants (**AEEM**) a induit une hémolyse de $9,45 \pm 2,11\%$ à la concentration de 2 mg/mL.

Un pourcentage d'hémolyse supérieur à 5 % indique que l'extrait étudié a endommagé les globules rouges. Par la suite, les extraits sont répartis en deux groupes en fonction du degré d'hémolyse. Un groupe ayant un degré d'hémolyse inférieur à 5 % et l'autre groupe avec un degré d'hémolyse supérieur à 5 %. Ce critère a été largement dépassé pour les espèces *B. satans*, *T. pseudonictitans* et *S. collinitus* comme le fait apparaître le **tableau 20**.

Tableau 20 : Les données sur les groupes examinés selon le degré d'hémolyse

| Degré d'hémolyse inférieur à (5 %) (HD < 5 %) | Degré d'hémolyse supérieur à (5 %) (HD > 5 %) |
|---|---|
| <i>P. Eryngii var ferulae</i> (E_PEF_HM: $3,55 \pm 0,06\%$) | <i>S. mediterrneensis</i> (E_SM_AEEM: $7,13 \pm 0,29\%$) |
| <i>M. broomeianus</i> (E_MB_Hx: $4,38 \pm 0,19\%$) | <i>B. satans</i> (E_BS_HM: $28,07 \pm 1,41\%$) |
| <i>T. Claveryi</i> (E_TC_HM: $2,37 \pm 0,21\%$) | <i>T. pseudonictitans</i> (E_TP_DCM : $38,35 \pm 2,64\%$) |
| | <i>S. collinitus</i> (E_SC_Hx : $26,03 \pm 0,56\%$) |

Tableau 21: Activité hémolytique des extraits exprimée en pourcentage (Moyenne \pm EM, n=3)

| Extraits | 250 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 500 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 1000 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 2000 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | (HD < 5 %) | (HD > 5%) | |
|-------------|---------------------------------|---------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|-------------------------------|-----------|-------|
| HM | E_PEF | 0,80 \pm 0,04 ^{bc} | 1,54 \pm 0,09 ^c | 2,04 \pm 0,18 ^c | 3,55 \pm 0,06 ^d | + | / |
| | E_SM | 0,36 \pm 0,13 ^c | 1,16 \pm 0,22 ^c | 1,90 \pm 0,11 ^c | 3,20 \pm 0,85 ^d | + | / |
| | E_BS | 2,40 \pm 0,22 ^a | 6,14 \pm 0,37 ^a | 20,63 \pm 0,31 ^a | 28,07 \pm 1,41 ^a | / | + |
| | E_MB | 0,33 \pm 0,17 ^c | 1,41 \pm 0,06 ^c | 3,09 \pm 0,20 ^c | 3,69 \pm 0,20 ^d | + | / |
| | E_TP | 0,91 \pm 0,06 ^{bc} | 3,06 \pm 0,17 ^b | 3,61 \pm 0,35 ^c | 7,33 \pm 0,57 ^c | / | + |
| | E_SC | 1,29 \pm 0,31 ^b | 6,31 \pm 0,38 ^a | 10,44 \pm 1,62 ^b | 19,53 \pm 1,07 ^b | / | + |
| | E_TC | 0,72 \pm 0,09 ^{bc} | 0,96 \pm 0,04 ^c | 1,68 \pm 0,15 ^c | 2,37 \pm 0,21 ^d | + | / |
| Hx | E_PEF | 0,64 \pm 0,1 ^b | 1,68 \pm 0,21 ^c | 2,32 \pm 0,15 ^d | 3,01 \pm 0,19 ^e | + | / |
| | E_SM | 1,07 \pm 0,09 ^{ab} | 1,62 \pm 0,13 ^c | 3,48 \pm 0,46 ^{cd} | 4,96 \pm 0,29 ^d | + | / |
| | E_BS | 1,13 \pm 0,41 ^a | 3,16 \pm 0,27 ^a | 3,74 \pm 0,17 ^a | 4,38 \pm 0,19 ^a | / | / |
| | E_MB | 1,28 \pm 0,21 ^{ab} | 2,23 \pm 0,31 ^{bc} | 3,74 \pm 0,17 ^{cd} | 4,38 \pm 0,19 ^{de} | + | / |
| | E_TP | 0,38 \pm 0,14 ^b | 1,10 \pm 0,21 ^c | 5,22 \pm 0,93 ^c | 11,94 \pm 0,56 ^c | / | + |
| | E_SC | 0,46 \pm 0,21 ^b | 3,54 \pm 1,06 ^b | 10,29 \pm 1,02 ^b | 26,03 \pm 0,56 ^b | / | + |
| DCM | E_PEF | 1,59 \pm 0,21 ^a | 2,17 \pm 0,17 ^c | 2,55 \pm 0,10 ^c | 3,16 \pm 0,25 ^c | + | / |
| | E_SM | 0,46 \pm 0,1 ^b | 2,17 \pm 0,23 ^{bc} | 3,28 \pm 0,21 ^c | 6,81 \pm 1,00 ^{bc} | / | \pm |
| | E_BS | 0,64 \pm 0,1b | 2,23 \pm 0,31 ^b | 5,36 \pm 0,19 ^c | 9,48 \pm 1,28 ^b | / | + |
| | E_MB | Nd | Nd | Nd | Nd | Nd | Nd |
| | E_TP | 1,17 \pm 0,27 ^{ab} | 7,51 \pm 0,74 ^a | 20,52 \pm 1,37 ^b | 38,35 \pm 2,64 ^a | / | + |
| | E_SC | 0,47 \pm 0,22 ^b | 2,29 \pm 0,117 ^c | 2,58 \pm 0,25 ^a | 4,87 \pm 0,37 ^{bc} | + | / |
| AEEM | E_PEF | 0,29 \pm 0,14 ^a | 1,01 \pm 0,21 ^b | 1,97 \pm 0,14 ^b | 3,25 \pm 0,31 ^d | + | / |
| | E_SM | 1,22 \pm 0,29 ^a | 2,32 \pm 0,27 ^b | 4,26 \pm 0,17 ^b | 7,13 \pm 0,29 ^{bc} | / | \pm |
| | E_BS | 1,07 \pm 0,15 ^a | 2,06 \pm 0,14 ^b | 4,17 \pm 0,23 ^b | 9,45 \pm 2,11 ^b | / | + |
| | E_MB | 0,32 \pm 0,14 ^a | 1,25 \pm 0,14 ^b | 3,59 \pm 0,14 ^b | 3,91 \pm 0,174 ^c | + | / |
| | E_TP | 0,88 \pm 0,47 ^a | 6,33 \pm 2,05 ^a | 19,41 \pm 1,95 ^a | 32,75 \pm 1,09 ^a | / | + |
| | E_SC | 1,03 \pm 0,22 ^a | 2,20 \pm 0,23 ^b | 3,66 \pm 0,22 ^b | 7,12 \pm 0,35 ^{bc} | / | + |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM**.hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). **(HD < 5 %)**: degré d'hémolyse inférieur à 5 % ; **(HD > 5%)** : degré d'hémolyse supérieur à 5 % ; **(+)** : HD > 5% positif. **Nd** : Non déterminé par manque d'extrait. ^{a-e} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait).

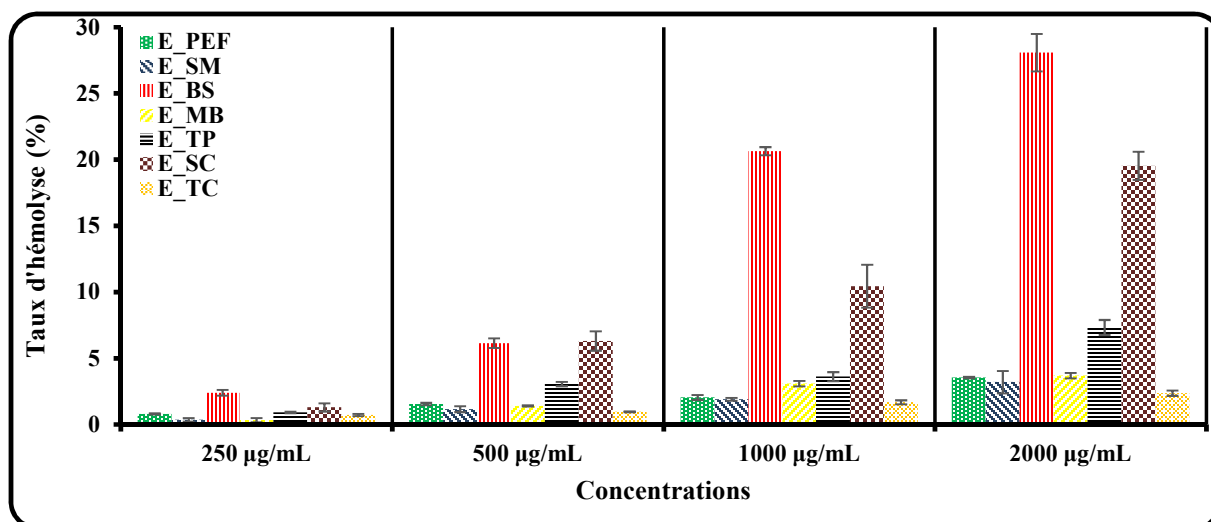


Figure 39 : Activité hémolytique des extraits HM exprimée en pourcentage à différentes concentrations

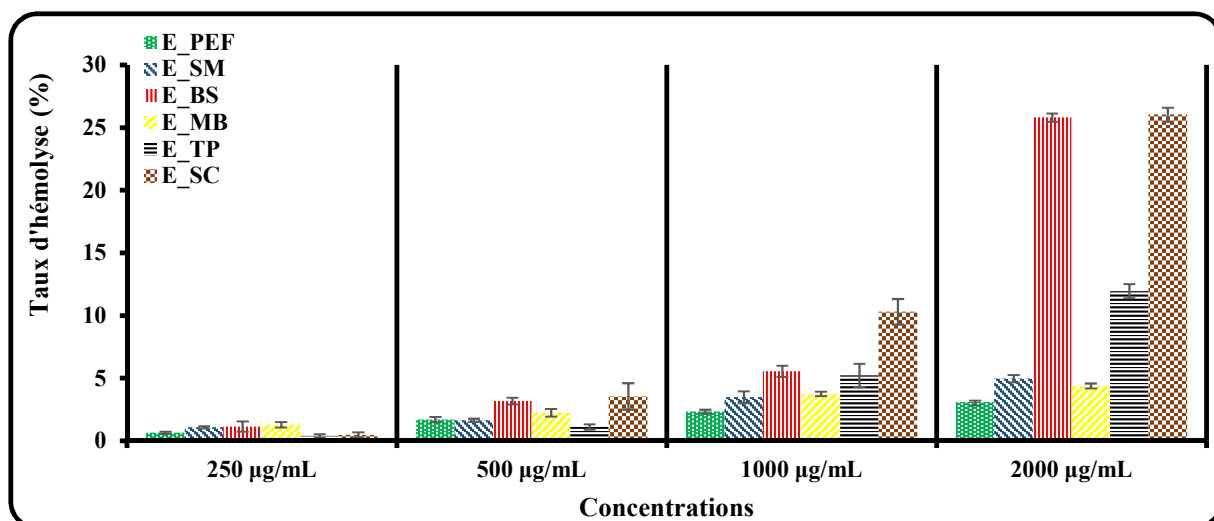


Figure 40 : Activité hémolytique des extraits Hx exprimée en pourcentage à différentes concentrations

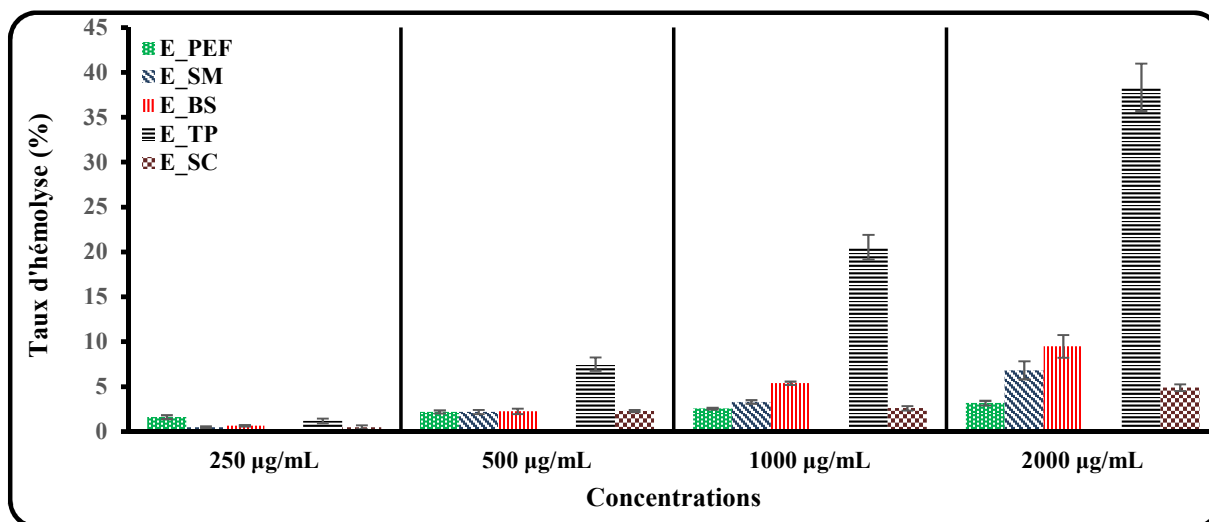


Figure 41 : Activité hémolytique des extraits DCM exprimée en pourcentage à différentes concentrations

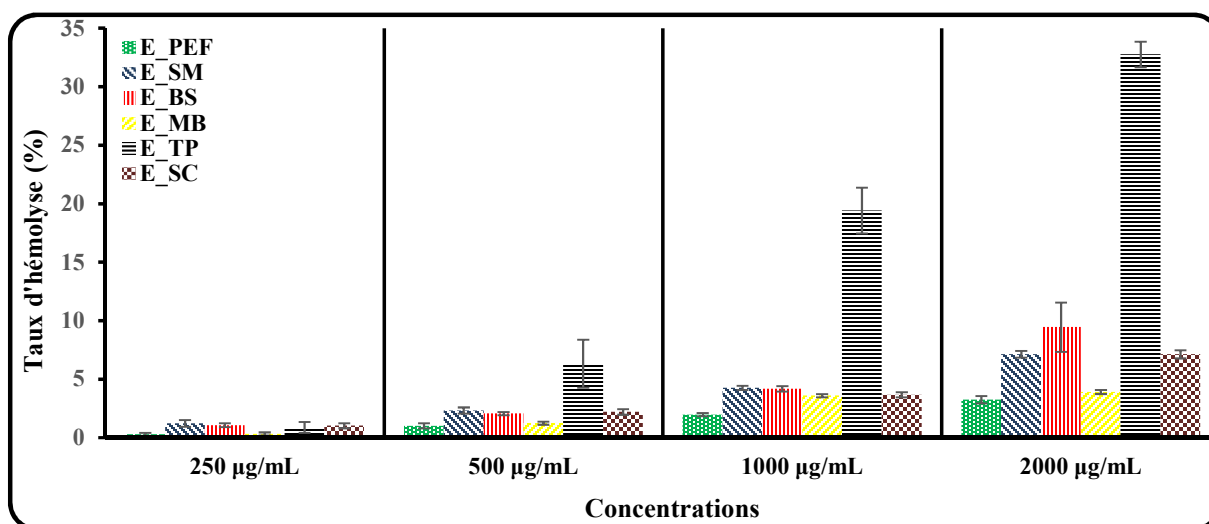


Figure 42 : Activité hémolytique des extraits exprimée en pourcentage à différentes concentrations AEEM

Chapitre IV. Etude des activités biologiques

1 Recherche de l'activité antioxydante

Les extraits étudiés des champignons sont évalués pour leurs propriétés antioxydantes en utilisant une variété de techniques spectrophotométrique. Ces différentes méthodes consistent à faire réagir des espèces oxydantes, comme des radicaux libres ou des composés de métaux oxydés, avec un échantillon qui renferme des antioxydants aptes à empêcher la génération de radicaux. Ces antioxydants sont en mesure d'agir par deux mécanismes principaux : soit par transfert d'électrons soit par transfert d'atomes d'hydrogène (Prior et al., 2005). À ce propos, on a appliqué quatre techniques *in vitro* à savoir, CAT, DPPH, ABTS et FRAP. Les différents résultats sont présentés en fonction de la CI_{50} et de la CE_{50} . Un extrait avec une capacité antioxydante puissante est un extrait dont ces valeurs sont plus petites.

1.1 Capacité antioxydante totale (Test de phosphomolybdate)

La réduction du molybdène (VI) en molybdène (V) par les extraits de champignons a été utilisée pour évaluer la capacité antioxydante totale. Le test au phosphomolybdate permet de déterminer le taux de la conversion de Mo^{6+} en Mo^{5+} à la suite d'un processus de transfert d'électrons singulets et d'atomes d'hydrogène (Prieto et al., 1999).

La capacité antioxydante totale est calculée à la base de l'équation obtenues à partir de la courbe d'étalonnage ($y = 0,0018x - 0,0035$; $R^2 = 0,9987$) en utilisant comme référence l'acide ascorbique (Fig. 43). Les valeurs ainsi calculées sont exprimées en μg d'équivalents d'acide ascorbique par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g EAA/mg Ext-s}$).

Les résultats de la capacité antioxydante totale pour chaque extrait sont regroupées dans la figure 44 et le tableau 22. Les deux valeurs les plus importantes ont été enregistrés pour les extraits de *P. eryngii var ferulae* et de *M. broomeianus* obtenu par un mélange de solvants (AEEM) qui ont présentées des capacités respectifs de l'ordre de $56,51 \pm 0,27$ et $54,88 \pm 0,25$ $\mu\text{g EAA/mg Ext-s}$, suivi par l'extrait hydro-méthanolique de *M. broomeianus* avec une valeur de $47,03 \pm 0,22$ $\mu\text{g EAA/mg Ext-s}$, cependant, l'extrait d'hexane de *T. pseudonictitans* avec une valeur de $1,66 \pm 0,17$ $\mu\text{g EAA/mg Ext-s}$, s'est révélé le moins actif.

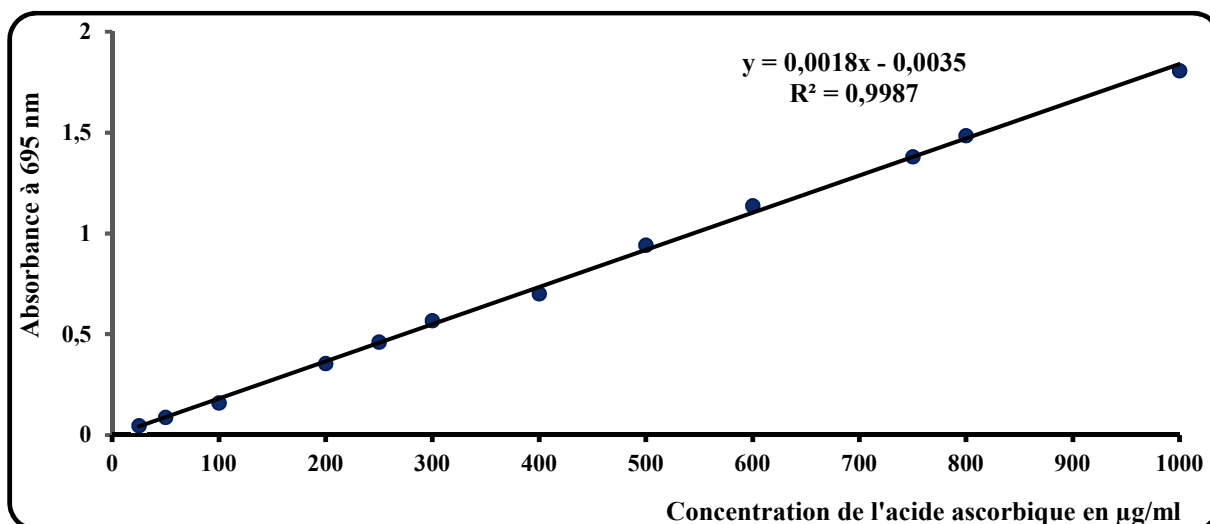


Figure 43: Droite d'étalonnage de l'acide ascorbique pour la détermination de la capacité antioxydante totale

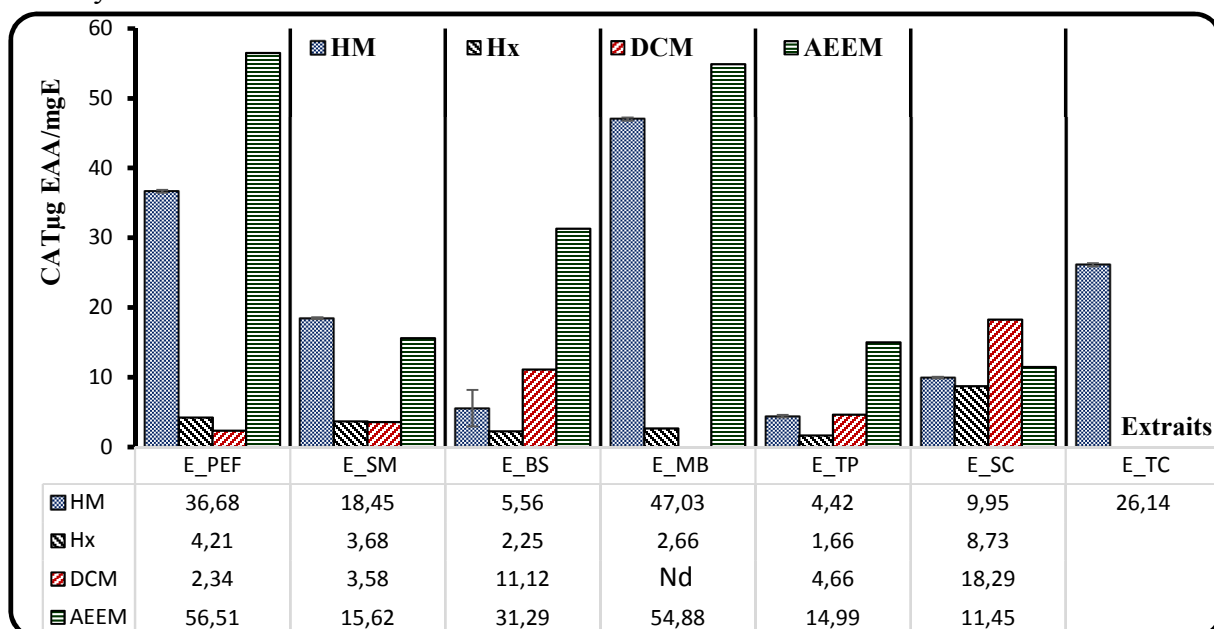


Figure 44: Capacité antioxydante totale des extraits des différents champignons testés

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM** hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). **(Nd)** Non déterminé par manque d'extrait.

1.2 Piégeage du radical DPPH•

À partir des équations des régressions linéaires des courbes ayant des allures linéaires et logarithmiques représentés dans les **figures 45, 46, 47, 48 et 49** les concentrations (IC_{50}) nécessaires pour réduire 50 % du radical (DPPH•) sont calculées graphiquement. La référence utilisée pour ce test est l'acide ascorbique à différentes concentrations. Les valeurs des (IC_{50}) sont représentées dans le **tableau 22**.

Pour chaque extrait, une série de concentration est préparée, les pourcentages d'inhibition sont ainsi obtenus à partir des absorbances, les résultats sont représentés sous forme de graphiques de pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH•) en fonction de diverses concentrations pour chaque extrait. Aux termes des résultats réalisés nous avons noté une progression de l'activité antiradicalaire proportionnelle à l'augmentation de la concentration des extraits, aussi le pouvoir de piégeage du DPPH diffère significativement d'un échantillon à l'autre.

D'une façon générale, les différents extraits des champignons étudiés étaient moins efficaces que le standard. Les profils de pouvoir antiradicalaire obtenus expriment que les extraits **E_BS_DCM, E_SC_DCM, E_PEF_AEEM, E_SM_HM; E_MB_HM** ont présentés à très faibles concentrations, des pourcentages d'inhibitions très intéressants. Les IC_{50} sont de l'ordre de $38,19 \pm 2,22$; $39,52 \pm 0,91$; $46,25 \pm 1,15$; $50,56 \pm 1,74$; $50,49 \pm 1,51$ ($\mu\text{g/ml}$) respectivement, qui peuvent être comparable à deux fois la valeur de celle de l'acide ascorbique, l' IC_{50} est $21,34 \pm 0,44$ ($\mu\text{g/ml}$). En ce qui concerne les extraits, **E_PEF_AEEM, E_SM_HM, E_MB_HM** il nous semble que le pouvoir antiradicalaire est notamment lié à la possession de composés phénoliques, leur fonction de réducteur de radicaux libres est en effet largement indiquée dans de nombreux travaux.

Cependant, à travers les résultats enregistrés avec les extraits de **E_BS_DCM, E_SC_DCM**, il apparaît que l'activité n'est pas en relation avec les composants phénoliques, peut-être s'agit-il d'autres molécules qui ne sont pas traitées dans cette étude.

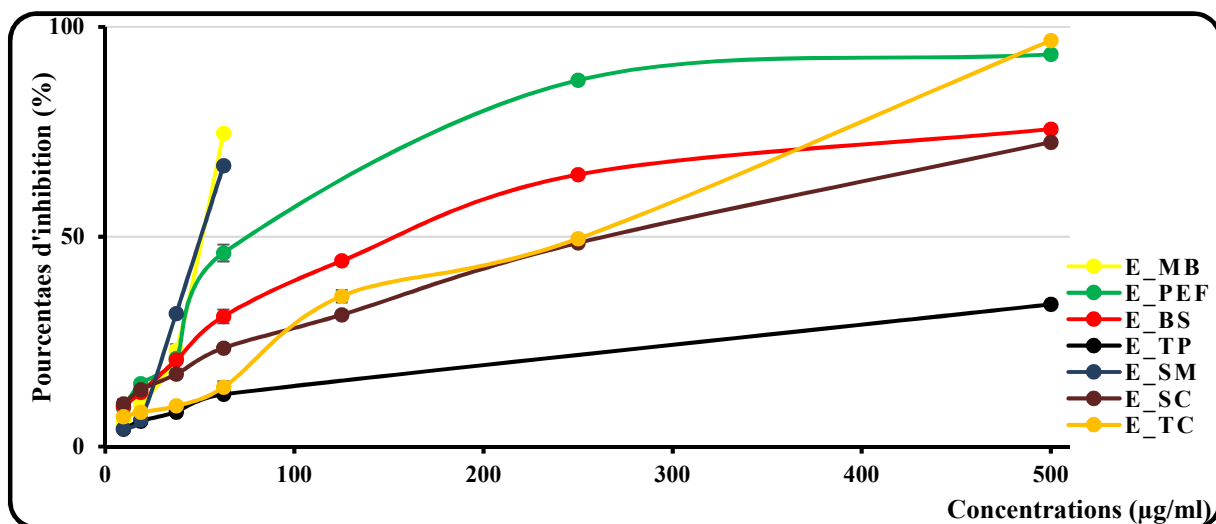


Figure 45 : Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH[•]) en fonction des concentrations des extraits HM

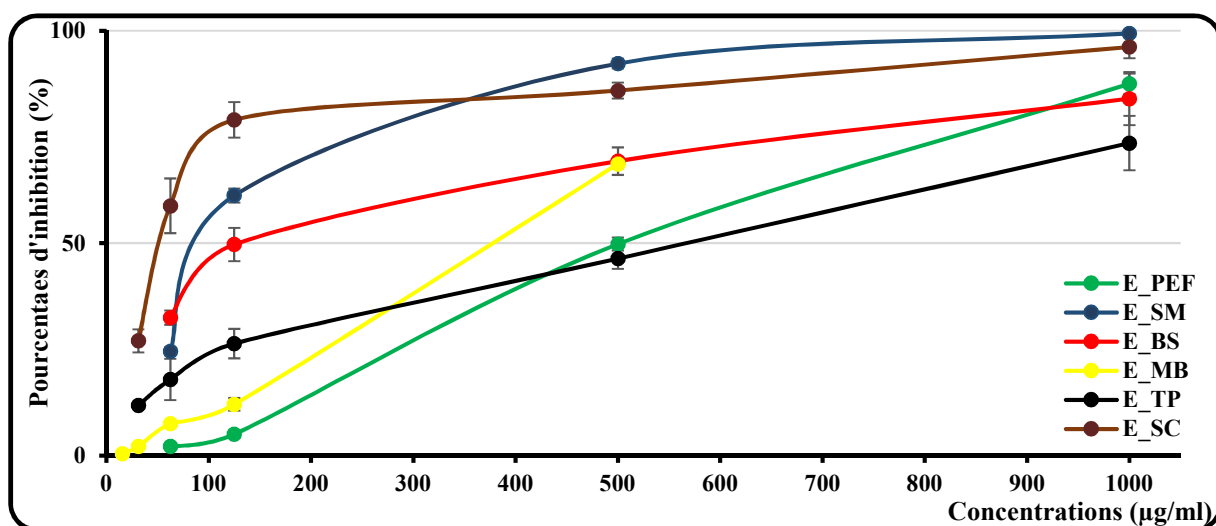


Figure 46: Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH[•]) en fonction des concentrations des extraits Hx

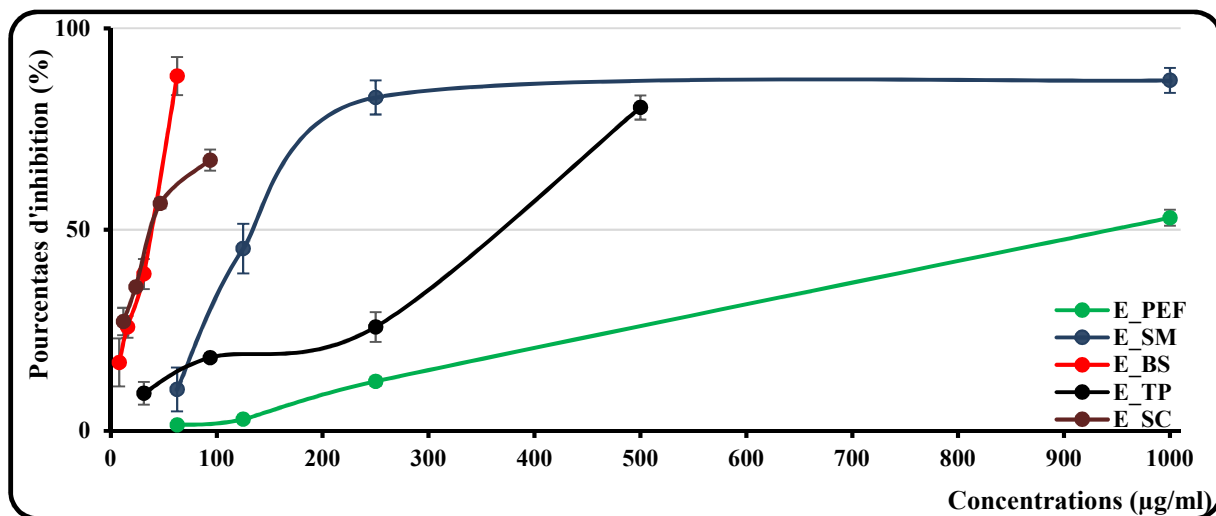


Figure 47: Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH[•]) en fonction des concentrations des extraits DCM

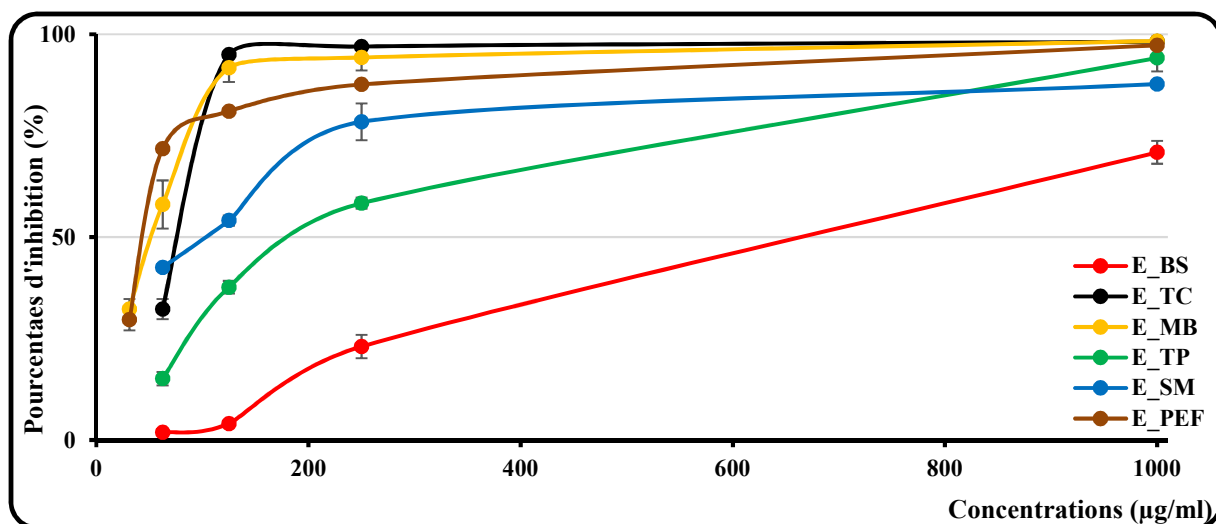


Figure 48: Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH[•]) en fonction des concentrations des extraits AEEM

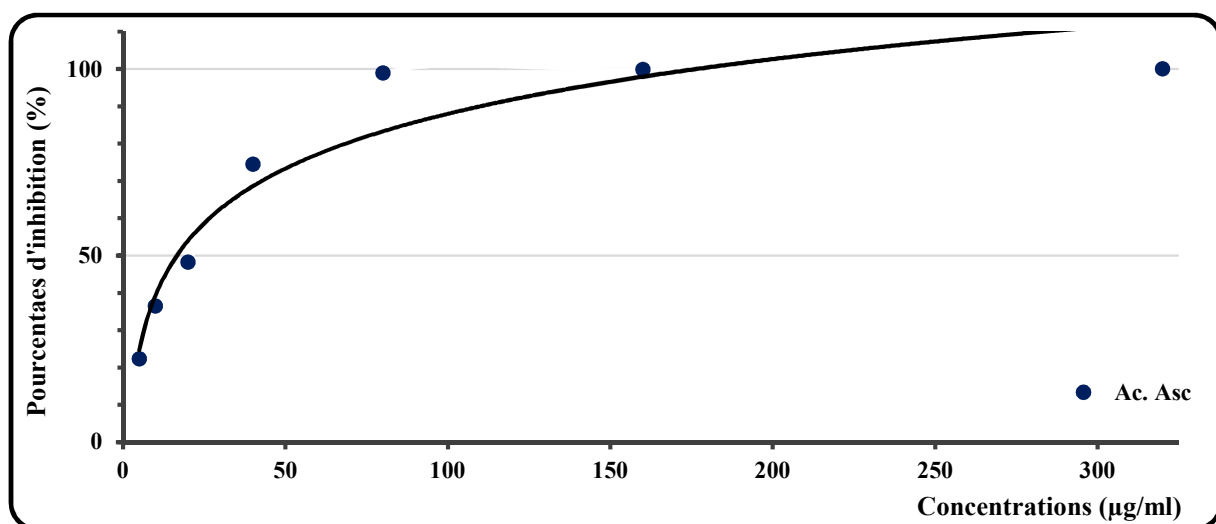


Figure 49: Pourcentages d'inhibition du radical libre (DPPH[•]) en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence)

Tableau 22 : Résultats des activités antioxydante (Moyenne \pm EM, n=3).

| Extraits | CAT (μ g EAA/mg Ext-s) | DPPH (IC ₅₀ μ g/ml) | ABTS (IC ₅₀ μ g/ml) | FRAP (EC ₅₀ mg/ml) | |
|----------|-----------------------------|---|------------------------------------|-------------------------------------|---------------------------------|
| HM | Ac. Asc | / | 21,34 \pm 0,44 ^f | 49,27 \pm 0,34 ^{de} | 0,052 \pm 0,37 ^d |
| | E_PEF | 36,68 \pm 0,21 ^b | 79,65 \pm 8,52 ^{d*} | 60,97 \pm 0,31 ^{d***} | 0,775 \pm 0,079 ^{cd} |
| | E_SM | 18,45 \pm 0,14 ^d | 50,56 \pm 1,74 ^{e**} | 42,58 \pm 0,72 ^{e(ns)} | 2,708 \pm 0,344 ^{ab} |
| | E_BS | 5,56 \pm 2,62 ^f | 159,85 \pm 3,65 ^{c***} | 148,94 \pm 8,63 ^{c**} | 2,209 \pm 0,140 ^b |
| | E_MB | 47,03 \pm 0,22 ^a | 50,49 \pm 1,51 ^{e**} | 55,77 \pm 0,38 ^{de***} | 0,691 \pm 0,065 ^{cd} |
| | E_TP | 4,42 \pm 0,19 ^f | 778,14 \pm 14,07 ^{a***} | 310,86 \pm 6,14 ^{a***} | 3,242 \pm 0,345 ^a |
| | E_SC | 9,95 \pm 0,12 ^e | 265,06 \pm 7,60 ^{b***} | 183,18 \pm 0,86 ^{b***} | 0,851 \pm 0,029 ^c |
| | E_TC | 26,14 \pm 0,22 ^c | 251,09 \pm 6,36 ^{b***} | 177,64 \pm 0,91 ^{b***} | 0,456 \pm 0,021 ^{cd} |
| Hx | Ac. Asc | / | 21,34 \pm 0,44 ^e | 49,27 \pm 0,34 ^c | 0,052 \pm 0,37 ^c |
| | E_PEF | 4,21 \pm 0,16 ^b | 265,96 \pm 14,55 ^{c**} | 167,48 \pm 3,09 ^{b***} | 1,932 \pm 0,394 ^b |
| | E_SM | 3,68 \pm 0,14 ^{b^c} | 105,92 \pm 2,38 ^{d***} | 154,94 \pm 5,32 ^{b***} | 0,838 \pm 0,073 ^c |
| | E_BS | 2,25 \pm 0,11 ^{c^d} | 131,51 \pm 13,98 ^{d**} | 188,61 \pm 11,33 ^{b**} | 0,889 \pm 0,033 ^c |
| | E_MB | 2,66 \pm 0,14 ^{b^{cd}} | 376,63 \pm 6,65 ^{b***} | 333,8 \pm 13,23 ^{a***} | 0,275 \pm 0,013 ^a |
| | E_TP | 1,66 \pm 0,17 ^d | 565,47 \pm 53,17 ^{a**} | 319,76 \pm 47,15 ^{a**} | 3,928 \pm 0,546 ^c |
| | E_SC | 8,73 \pm 0,95 ^a | 376,63 \pm 6,65 ^{de*} | 42,39 \pm 1,37 ^{c*} | 0,726 \pm 0,036 ^c |
| DCM | Ac. Asc | / | 21,34 \pm 0,44 ^d | 49,27 \pm 0,34 ^c | 0,052 \pm 0,37 ^c |
| | E_PEF | 2,34 \pm 0,17 ^e | 946,27 \pm 35,18 ^{a***} | 1224,61 \pm 47,95 ^{a***} | 1,932 \pm 0,394 ^a |
| | E_SM | 3,58 \pm 0,19 ^d | 138,38 \pm 17,42 ^{c*} | 133,57 \pm 16,30 ^{b*} | 0,859 \pm 0,045 ^b |
| | E_BS | 11,12 \pm 0,32 ^b | 38,19 \pm 2,22 ^{d**} | 25,95 \pm 1,81 ^{c**} | 0,296 \pm 0,012 ^{bc} |
| | E_MB | Nd | Nd | Nd | Nd |
| | E_TP | 4,66 \pm 0,28 ^c | 290,57 \pm 5,63 ^{b***} | 175,93 \pm 5,45 ^{b***} | 0,612 \pm 0,056 ^{bc} |
| | E_SC | 18,29 \pm 0,27 ^a | 39,52 \pm 0,91 ^{d***} | 10,72 \pm 0,24 ^{c***} | 0,046 \pm 0,002 ^c |
| AEEM | Ac. Asc | / | 21,34 \pm 0,44 ^e | 49,27 \pm 0,34 ^c | 0,052 \pm 0,37 ^c |
| | E_PEF | 56,51 \pm 0,27 ^a | 46,25 \pm 1,15 ^{de**} | 37,03 \pm 0,41 ^{c***} | 0,175 \pm 0,006 ^{bc} |
| | E_SM | 15,62 \pm 0,25 ^c | 103,33 \pm 4,39 ^{c**} | 86,23 \pm 8,28 ^{c*} | 0,090 \pm 0,004 ^b |
| | E_BS | 31,29 \pm 1,43 ^b | 653,86 \pm 20,34 ^{a***} | 578,8 \pm 9,83 ^{a***} | 0,062 \pm 0,008 ^a |
| | E_MB | 54,88 \pm 0,25 ^a | 55,00 \pm 5,65 ^{de*} | 38,02 \pm 1,17 ^{c**} | 0,175 \pm 0,012 ^c |
| | E_TP | 14,99 \pm 0,46 ^c | 199,47 \pm 8,66 ^{b***} | 198,41 \pm 39,77 ^{b*} | 0,157 \pm 0,014 ^a |
| | E_SC | 11,45 \pm 0,51 ^d | 80,06 \pm 1,85 ^{cd***} | 69,63 \pm 5,41 ^{c*} | 0,070 \pm 0,014 ^a |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; E_SM Extrait de *S. mediterraneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M. broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. HM. hydrométhanolique préparé par Macération; Hx Hexane; DCM Dichlorométhane; AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). Ac. Asc : Acide ascorbique. Nd : Non déterminé par manque d'extrait. ^{a-f} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait). Comparé au standard : (ns : non significatif, * : $p \leq 0,05$, ** $p \leq 0,01$ *** $p \leq 0,001$).

1.3 Piégeage du radical ABTS^{•+}

Les résultats sont représentés sous forme de courbes d'une régression plus ou moins linéaires ou logarithmiques. Le contrôle positif utilisé pour cette activité est l'acide ascorbique testé à différentes concentrations, les calculs sont effectués comme décrit précédemment pour le DPPH.

Les mesures du test ABTS ont montré une capacité de piégeage légèrement importante à celle de la procédure DPPH. Les données du **tableau 22** et les **figures 50, 51, 52, 53 et 54** indiquent que l'activité de piégeage du radical ABTS varie considérablement entre les différents extraits.

L'activité de piégeage ABTS exprimée en IC_{50} a montré que six extraits ont présenté des efficacités antioxydantes supérieures à celles de l'acide ascorbique qui a enregistré une IC_{50} de l'ordre de $49,29 \pm 0,34 \mu\text{g/mL}$, de ce fait, l'**E_SC_DCM** a révélé l'activité la plus puissante en enregistrant une IC_{50} de l'ordre de $10,72 \pm 0,24 \mu\text{g/mL}$, les autres sont **E_BS_DCM**, **E_PEF_AEEM**, **E_MB_AEEM**, **E_SC_Hx** et **E_SM_HM** respectivement de l'ordre $25,95 \pm 1,81$; $37,03 \pm 0,41$; $38,02 \pm 1,17$; $42,39 \pm 1,37$; $43,13 \pm 3,98 \mu\text{g/mL}$.

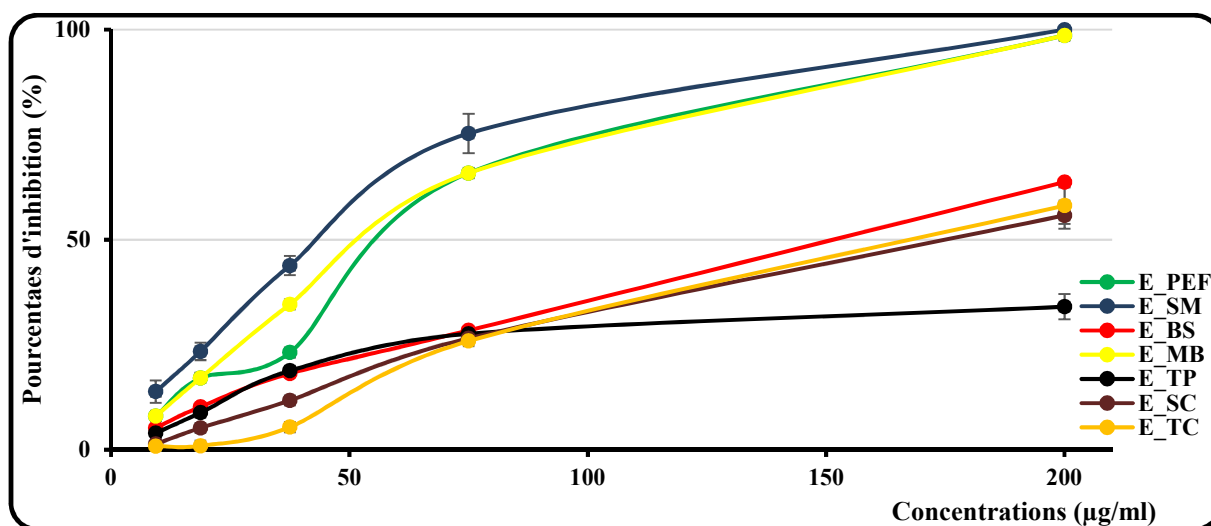


Figure 50: Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS[•]) en fonction des concentrations des extraits HM

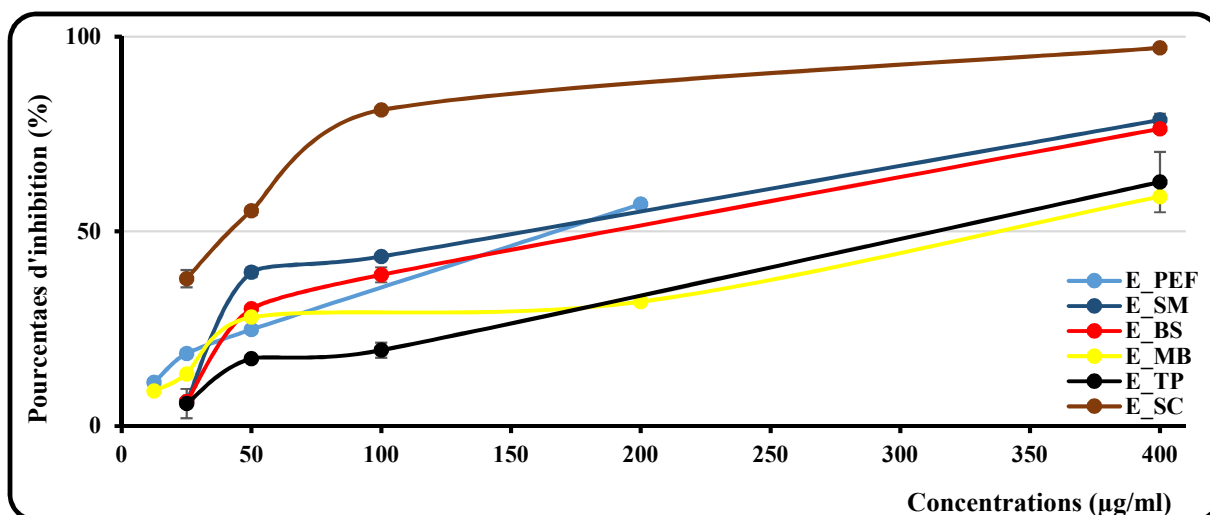


Figure 51: Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits Hx

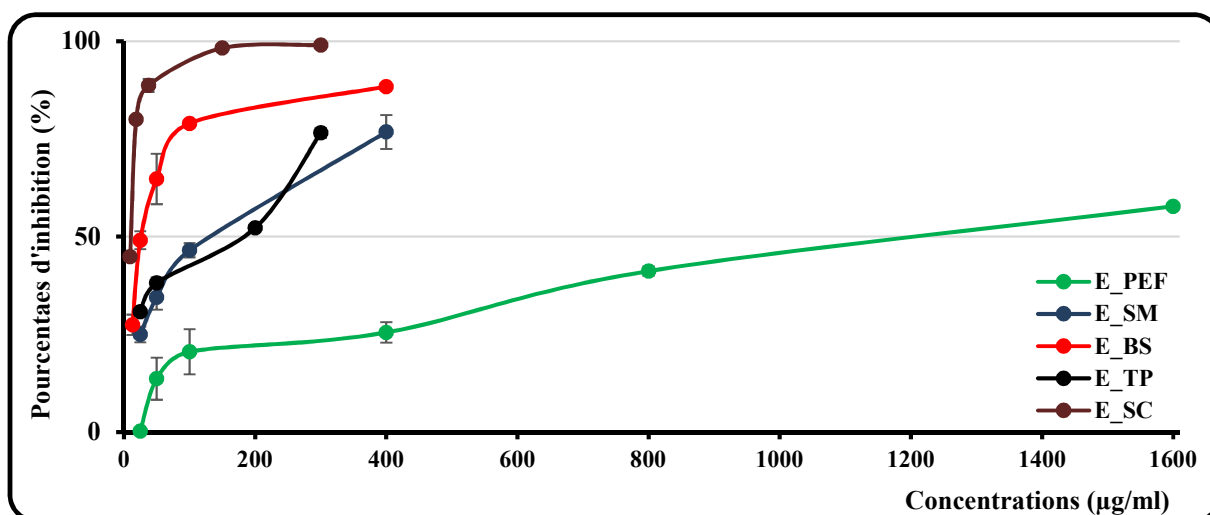


Figure 52: Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits DCM

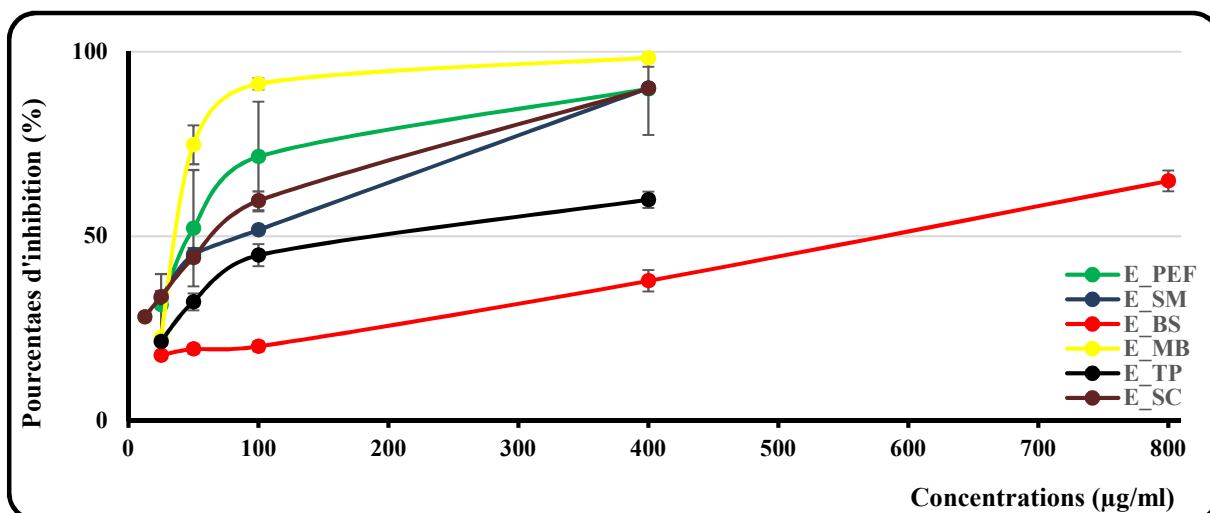


Figure 53: Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations des extraits AEEM

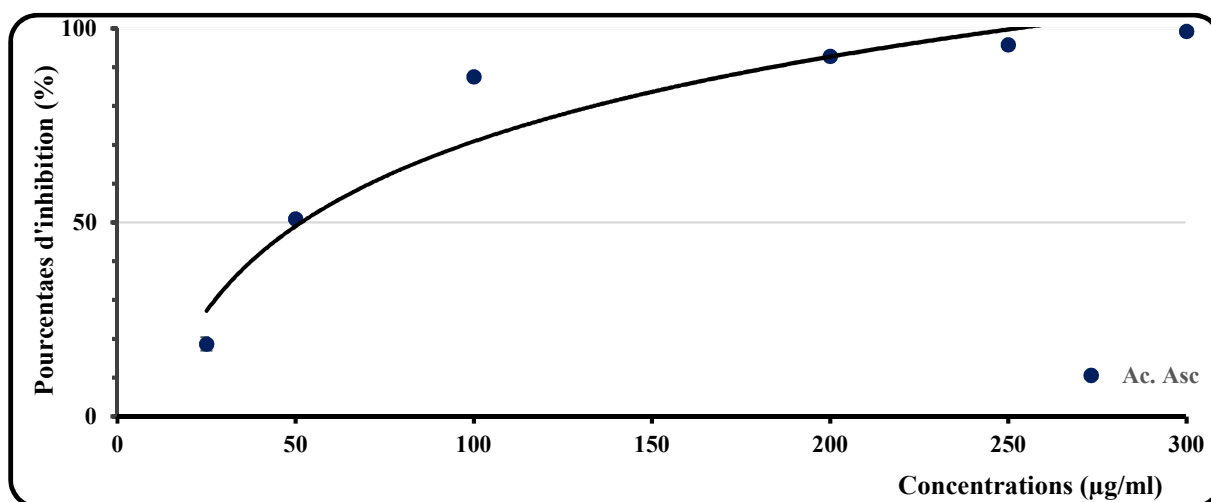


Figure 54: Pourcentages d'inhibition du radical libre (ABTS•) en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence)

1.4 Pouvoir réducteur du fer (FRAP)

La valeur EC_{50} , correspond à la concentration effective pour laquelle l'absorbance est équivalente à 0,5. Il s'agit d'un indicateur servant à exprimer et à comparer la capacité de réduction des éléments bioactifs. **Le tableau 22** rapporte les valeurs EC_{50} des extraits étudiés.

En vue de déterminer le potentiel réducteur (FRAP), pour chaque extrait une série de préparation a été élaborée, l'augmentation de l'absorbance dans le milieu réactionnel correspond à une progression proportionnelle du pouvoir réducteur des extraits étudiés. Ces données ont ainsi conduit à la réalisation de graphiques plus ou moins linéaires ou logarithmiques.

Les figures 55, 56, 57, 58 et 59 font apparaître que le pouvoir réducteur est influencé par la concentration de l'extrait. Les résultats ont révélé une progression proportionnelle du pouvoir réducteur avec la progression des concentrations des extraits étudiés.

L'extrait d'E_SC_DCM a enregistré un important pouvoir réducteur du fer avec un EC_{50} de l'ordre de $0,046 \pm 0,002$ mg/mL ce qui est avéré même supérieur à celui de l'acide ascorbique qui a donné un EC_{50} de $0,052,70 \pm 0,37$ mg/mL. D'autre part, le pouvoir réducteur du fer est proche de celui de l'acide ascorbique pour les extraits E_BS_AEEM, E_SC_AEEM, E_SM_AEEM qui ont donné des EC_{50} respectifs de l'ordre de $0,062 \pm 0,008$; $0,070 \pm 0,014$; $0,090 \pm 0,004$ mg/mL. D'autre part, le constat fait sur le pouvoir réducteur du fer en présence des extraits préparé à base d'hexane est très faible par comparaison avec celui constaté en présence de l'acide ascorbique.

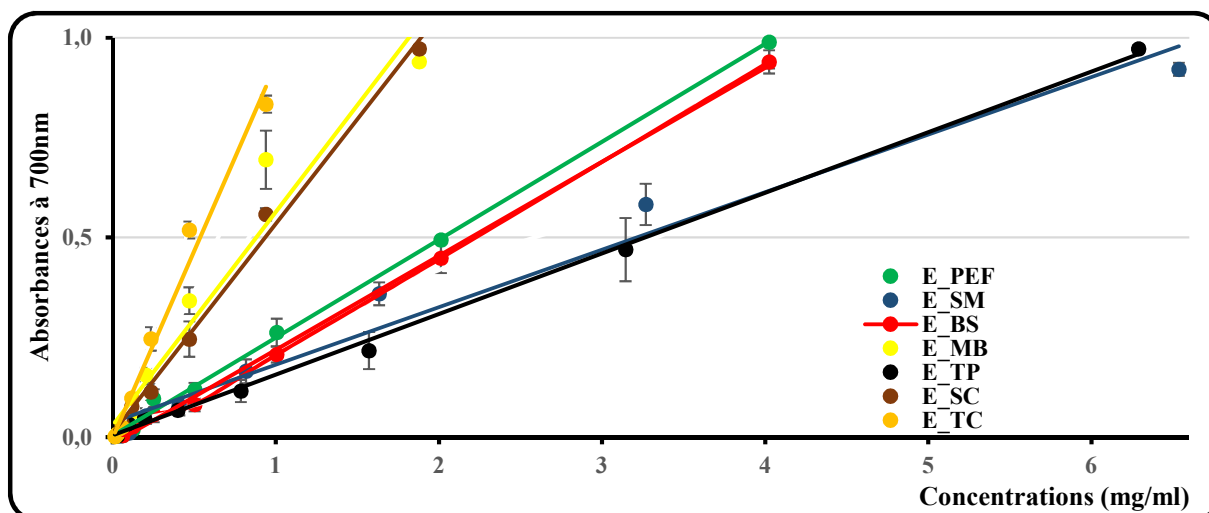


Figure 55 : Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits HM

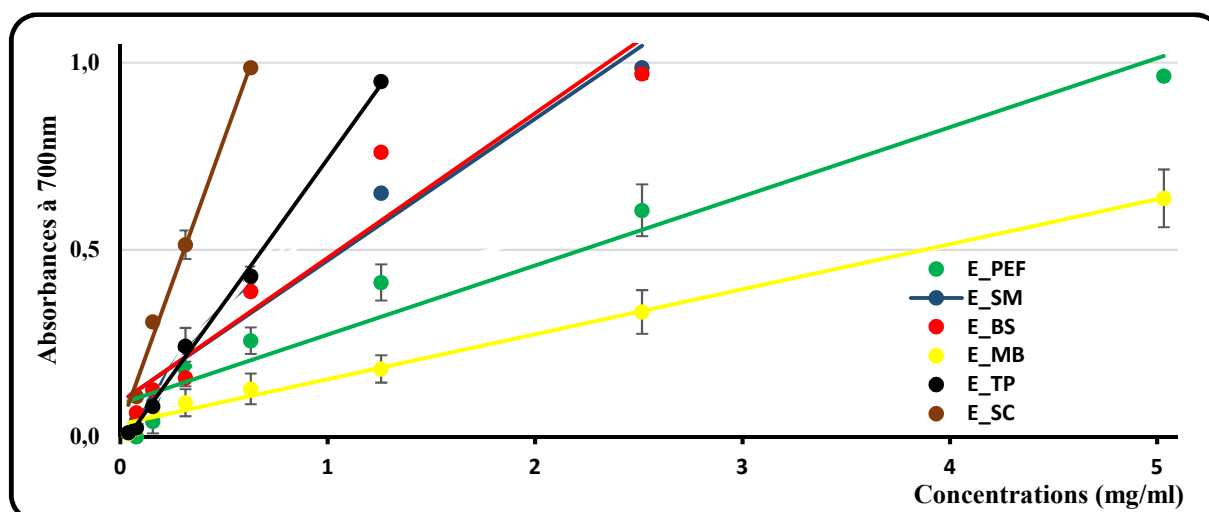


Figure 56: Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits Hx

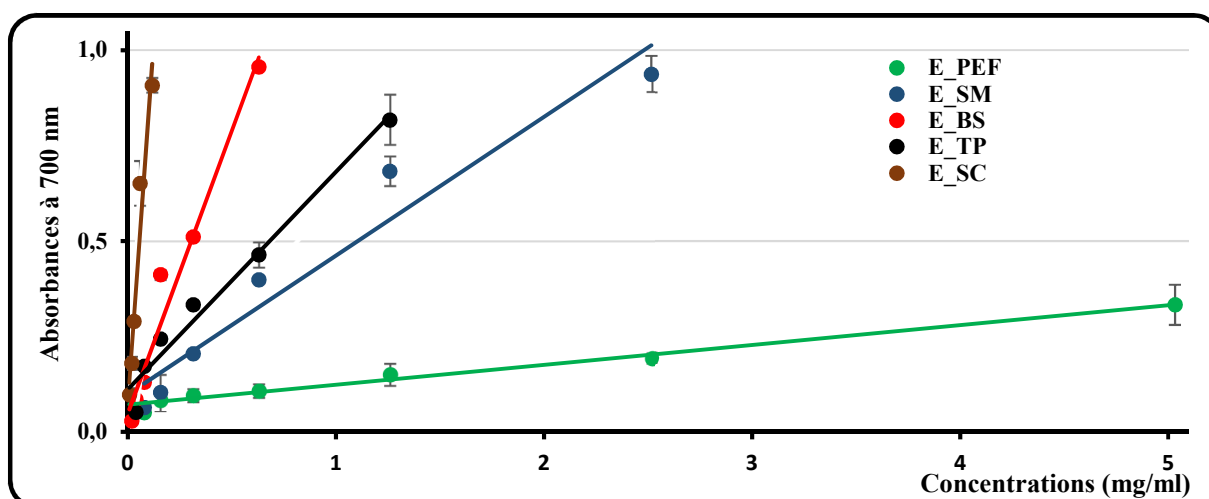


Figure 57: Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits DCM

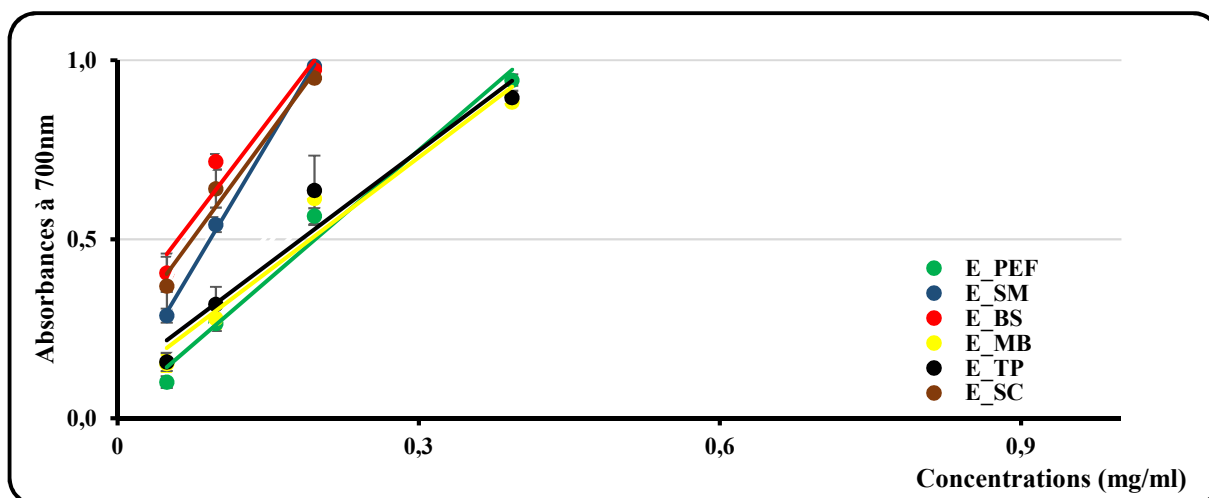


Figure 58: Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations des extraits AEEM

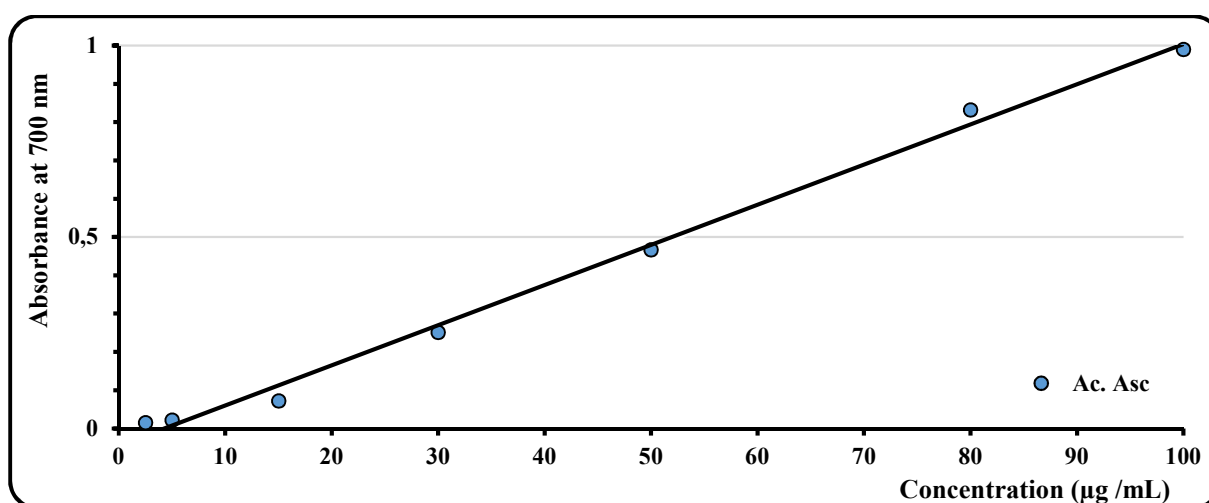


Figure 59: Pouvoir réducteur de fer en fonction des concentrations de l'acide ascorbique (antioxydant de référence).

2 Recherche de l'activité anti-inflammatoire

L'étude de l'activité anti-inflammatoire des extraits a été réalisée en utilisant la méthode de dénaturation de l'albumine bovine et la méthode de stabilisation de la membrane érythrocytaire humaine (test d'hémolyse induite par la chaleur).

2.1 Inhibition de la dénaturation thermique des protéines

Pour étudier l'activité anti-inflammatoire *in vitro*, la méthode de dénaturation des protéines de sérum albumine bovine (BSA) est donc la plus convenable, très pratique car une exposition à des températures élevées engendre une dénaturation de cette BSA. L'albumine parmi les protéines les plus courantes dans le plasma sanguin connue pour sa capacité à interagir et à transférer un large éventail de substances d'une part et d'autre part permettant de sélectionner des nouveaux principes thérapeutiques à partir de produits naturels de manière éthique sans avoir recours à des tests sur des animaux. La dénaturation des protéines signifie la perte des propriétés biologiques de ces molécules. Elle est responsable de la cause de l'inflammation dans des conditions bien déterminées. En conséquence, la prévention de la dénaturation des protéines peut également contribuer à prévenir les états inflammatoires. Certaines maladies chroniques, telles que la polyarthrite rhumatoïde, le diabète, l'athérosclérose et les troubles neurologiques, peuvent être générées par une inflammation chronique ou des espèces radicalaires et une surproduction de médiateurs pro-inflammatoires (**Rathisre et al., 2013; Furman et al., 2019**).

D'après les résultats représentés dans le **tableau 23** et les **figures 60, 61, 62 et 63** nous constatons que le pourcentage d'inhibition de la dénaturation de l'albumine, par les différents extraits ainsi que le Diclofénac utilisé comme standard est directement proportionnel à la concentration.

L'extrait **E_TC_HM** à une concentration de 93,5 µg /mL a donné une meilleure inhibition de la dénaturation de la BSA avec un pourcentage de $29,80 \pm 1,83$ % et est proche de celle du Diclofénac à la concentration de 75 mg/3mL qui considéré comme un médicament anti-inflammatoire utilisé comme standard et qui a exercé un pourcentage d'inhibition de $31,37 \pm 2,09$ % à une concentration similaire.

Les extraits de **E_BM_HM**, **E_TC_HM** et **E_PEF_HM** à une concentration de 1500 µg/mL ont aussi révélé des taux d'inhibition acceptable respectivement de l'ordre $85,88 \pm 0,78$, $83,53 \pm 1,57$ et $78,43 \pm 0,52\%$, de son côté le diclofénac a exercé un effet anti-inflammatoire avec un pourcentage de $98,43 \pm 0,52\%$ à la concentration de 1500 µg/mL.

Pour les extraits obtenus par l'hexane aucun résultat intéressant n'a été enregistré, par contre pour le solvant de dichlorométhane et à une dose de 1500 µg/mL, l'extrait **E_PEF_DCM** a montré un effet anti-inflammatoire important de l'ordre de $87,45 \pm 1,31\%$. Alors que pour le mélange de solvants (AEEM) a donné un taux intéressant pour l'extrait **E_MB_AEEM** à la concentration de 750 µg/mL avec un pourcentage de $80,39 \pm 1,31\%$, comparé au standard qui a donné un pourcentage d'efficacité de $92,16 \pm 1,31\%$ à la même concentration, cependant à la concentration de 1500 µg/mL les extraits **E_MB_AEEM** et **E_PEF_AEEM** ont donné des résultats prometteurs avec des pourcentages respectifs de $87,06 \pm 0,78$ et $80,39 \pm 1,83\%$.

Cet effet bénéfique peut être dû à la présence de polyphénols dans les extraits **E_MB_HM**, **E_TC_HM**, **E_PEF_DCM**, **E_MB_AEEM** et **E_PEF_AEEM** car il a été montré, dans diverses études *in vivo* et *in vitro*, que les polyphénols diminuent les marqueurs de l'inflammation (González-Gallego et al., 2010; Heendeniya et al., 2018) et agissent sur de nombreuses cibles moléculaires au centre des voies de signalisation de l'inflammation (Santangelo et al., 2007; Yahfoufi et al., 2018).

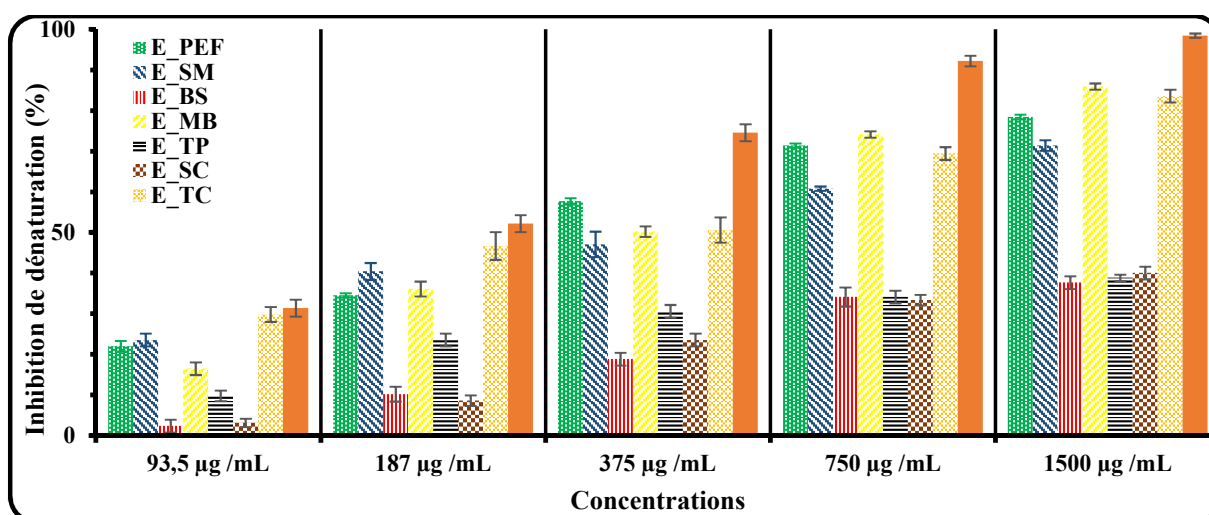


Figure 60: Effet des extraits HM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en pourcentage d'inhibition

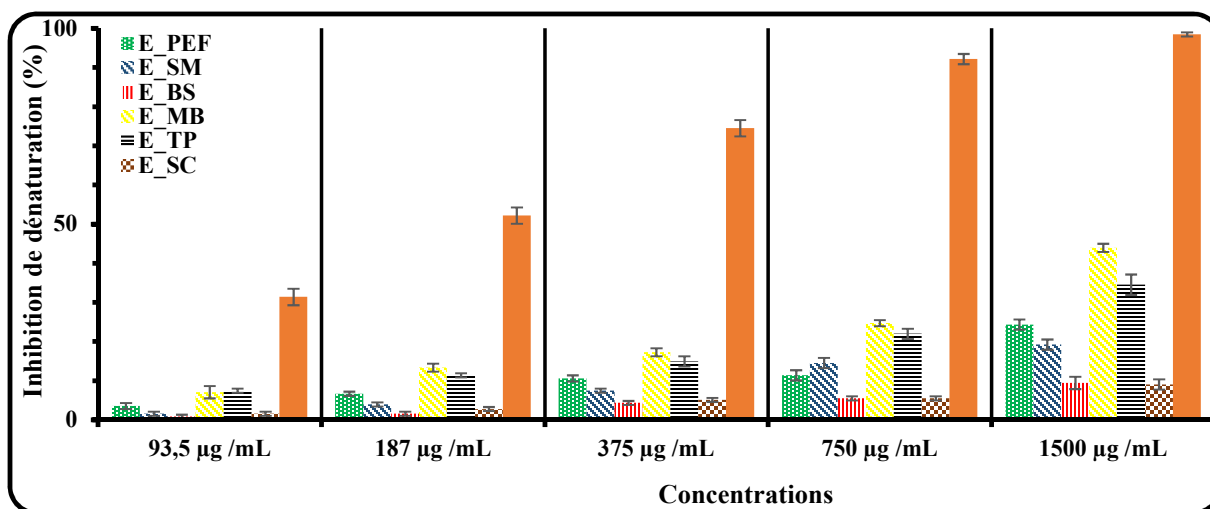


Figure 61: Effet des extraits Hx et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition

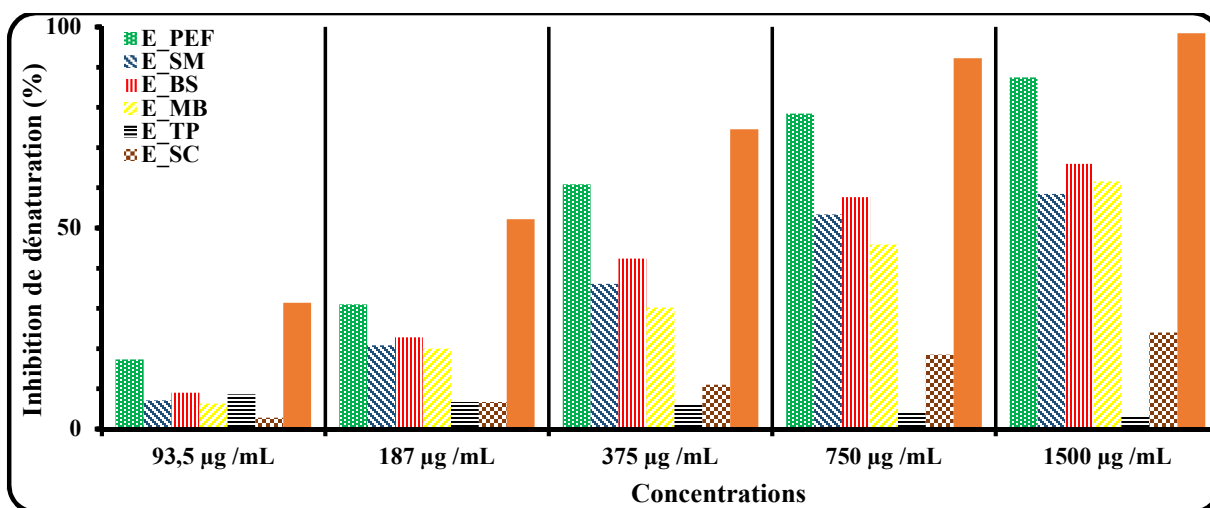


Figure 62: Effet des extraits DCM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition

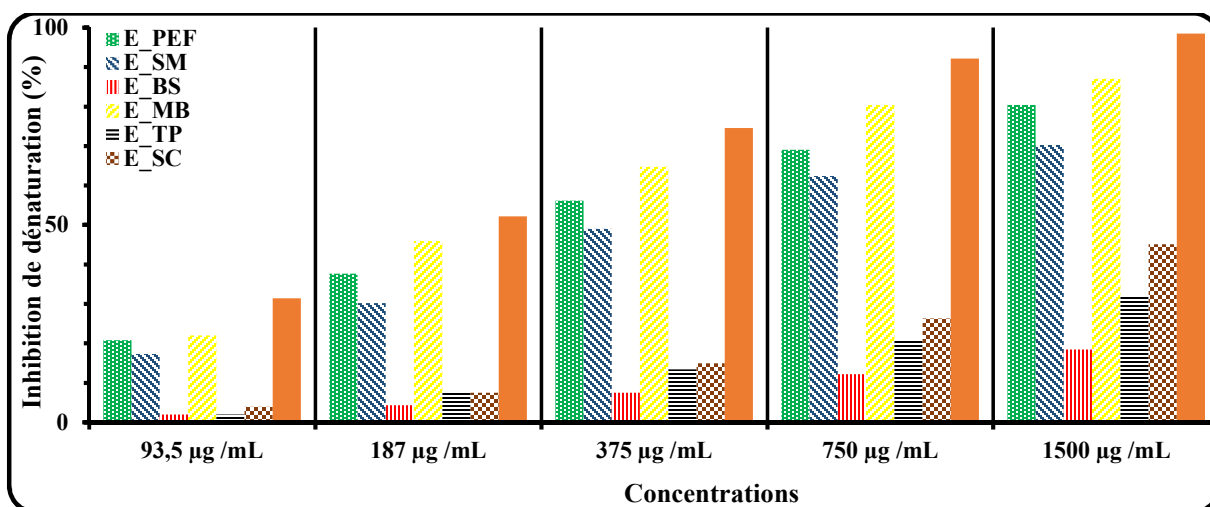


Figure 63: Effet des extraits AEEM et de standard (DIC) sur la dénaturation de BSA en % d'inhibition

Tableau 23 : Pourcentages d'inhibition de la dénaturation de BSA par les extraits testés

| Extraits | 93,5 (µg /mL) | 187 (µg /mL) | 375 (µg /mL) | 750 (µg /mL) | 1500 (µg /mL) | |
|-------------|--------------------------|------------------------------|------------------------------|------------------------------|-----------------------------|------------------------------|
| DIC | 31,37± 2,09 ^a | 52,16± 2,09 ^a | 74,51± 2,09 ^a | 92,16± 1,31 ^a | 98,43± 0,52 ^a | |
| HM | E_PEF | 21,96±1,31 ^{cd*} | 34,51± 0,52 ^{c**} | 57,65± 0,78 ^{b*} | 71,37± 0,52 ^{b**} | 78,43± 0,52 ^{c***} |
| | E_SM | 23,53±1,57 ^{bc*} | 40,39±2,09 ^{bc**} | 47,06± 3,14 ^{c**} | 60,78± 0,52 ^{c***} | 71,37± 1,31 ^{d**} |
| | E_BS | 2,35 ± 1,57 ^{f***} | 10,20± 1,83 ^{e***} | 18,82± 1,57 ^{e***} | 34,12± 2,35 ^{d***} | 37,65± 1,57 ^{e***} |
| | E_MB | 16,47± 1,57 ^{d**} | 36,08± 1,83 ^{c**} | 50,20±1,31 ^{bc***} | 74,12± 0,78 ^{b***} | 85,88± 0,78 ^{b***} |
| | E_TP | 9,80 ± 1,31 ^{e**} | 23,53±1,57 ^{d***} | 30,59± 1,57 ^{d***} | 34,12± 1,57 ^{d***} | 38,82± 0,78 ^{e***} |
| | E_SC | 3,14 ± 1,05 ^{f**} | 8,63± 1,31 ^{e***} | 23,53±1,57 ^{de***} | 33,33± 1,31 ^{d***} | 40,00± 1,57 ^{e***} |
| | E_TC | 29,80±1,83 ^{ab(ns)} | 46,67±3,40 ^{ab(ns)} | 50,59±3,14 ^{bc**} | 69,41± 1,57 ^{b***} | 83,53± 1,57 ^{b**} |
| Hx | DIC | 31,37± 2,09 ^a | 52,16± 2,09 ^a | 74,51± 2,09 ^a | 92,16± 1,31 ^a | 98,43± 0,52 ^a |
| | E_PEF | 3,53 ± 0,78 ^{bc**} | 6,67 ± 0,52 ^{c***} | 10,59± 0,78 ^{c**} | 11,37± 1,31 ^{c***} | 24,31± 1,31 ^{d***} |
| | E_SM | 1,57 ± 0,52 ^{c**} | 3,92 ± 0,52 ^{cd***} | 7,45 ± 0,52 ^{cd***} | 14,51± 1,31 ^{c***} | 19,22± 1,31 ^{d***} |
| | E_BS | 0,78 ± 0,52 ^{c**} | 1,57 ± 0,52 ^{d***} | 4,31 ± 0,52 ^{d***} | 5,49 ± 0,52 ^{d***} | 9,41 ± 1,57 ^{e***} |
| | E_MB | 7,06 ± 1,57 ^{b**} | 13,33± 1,05 ^{b**} | 17,25± 1,05 ^{b***} | 24,71± 0,78 ^{b***} | 43,92± 1,05 ^{b***} |
| | E_TP | 7,45 ± 0,52 ^{b**} | 11,37± 0,52 ^{b**} | 14,90± 1,31 ^{b***} | 21,96± 1,31 ^{b***} | 34,51± 2,61 ^{c***} |
| | E_SC | 1,57 ± 0,52 ^{c**} | 2,75 ± 0,52 ^{d***} | 5,10 ± 0,52 ^{d***} | 5,49 ± 0,52 ^{d***} | 9,02 ± 1,31 ^{e***} |
| DCM | DIC | 31,37± 2,09 ^a | 52,16± 2,09 ^a | 74,51± 2,09 ^a | 92,16± 1,31 ^a | 98,43± 0,52 ^a |
| | E_PEF | 17,25± 1,83 ^b | 30,98± 1,05 ^{b**} | 60,78± 1,83 ^{b**} | 78,43± 2,09 ^{b**} | 87,45± 1,31 ^{b**} |
| | E_SM | 7,06 ± 1,57 ^{cd} | 20,78± 1,31 ^{c***} | 36,08± 1,83 ^{d***} | 53,33± 1,05 ^{c***} | 58,43± 1,31 ^{d***} |
| | E_BS | 9,02 ± 1,31 ^c | 22,75± 1,31 ^{c***} | 42,35± 1,57 ^{c***} | 57,65± 1,57 ^{c***} | 65,88± 1,57 ^{c**} |
| | E_MB | 6,27 ± 1,05 ^{cd} | 20,00± 0,78 ^{c***} | 30,20± 1,31 ^{d***} | 45,88± 1,57 ^{d***} | 61,57± 1,31 ^{cd***} |
| | E_TP | 8,63 ± 0,52 ^c | 6,67 ± 0,52 ^{d***} | 6,27 ± 0,52 ^{e***} | 4,31 ± 0,52 ^{f***} | 3,14 ± 0,52 ^{f***} |
| | E_SC | 2,75 ± 0,52 ^d | 6,67 ± 0,52 ^{d***} | 10,98± 1,05 ^{e***} | 18,43± 1,31 ^{c***} | 23,92± 1,31 ^{c***} |
| AEEM | DIC | 31,37± 2,09 ^a | 52,16± 2,09 ^a | 74,51± 2,09 ^a | 92,16± 1,31 ^a | 98,43± 0,52 ^a |
| | E_PEF | 20,78± 1,83 ^{b**} | 37,65± 1,57 ^{c**} | 56,08± 1,05 ^{c**} | 69,02± 6,80 ^{c*} | 80,39± 1,83 ^{c**} |
| | E_SM | 17,25± 1,05 ^{b***} | 30,20± 1,31 ^{d**} | 49,02± 1,83 ^{d**} | 62,35± 0,78 ^{c***} | 70,20± 1,31 ^{d**} |
| | E_BS | 1,96 ± 0,52 ^{c**} | 4,31 ± 0,52 ^{e***} | 7,45 ± 0,52 ^{f***} | 12,16± 1,31 ^{e***} | 18,43± 1,31 ^{g***} |
| | E_MB | 21,96± 1,31 ^{b**} | 45,88± 1,57 ^{b(ns)} | 64,71± 1,57 ^{b***} | 80,39± 1,31 ^{b***} | 87,06± 0,78 ^{b***} |
| | E_TP | 1,96 ± 0,52 ^{c**} | 7,45 ± 0,52 ^{e**} | 13,33± 1,31 ^{e***} | 20,78±1,31 ^{dc***} | 32,16± 1,31 ^{f***} |
| | E_SC | 3,92 ± 1,05 ^{c**} | 7,45 ± 1,05 ^{e**} | 14,90± 1,31 ^{e***} | 26,27± 1,31 ^{d***} | 45,10± 1,05 ^{e***} |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterraneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM**.hydrométhanolique préparé par Macération; **Hx** Hexane; **DCM** Dichlorométhane; **AEEM** (mélange de solvants). **DIC** : Diclofénac. ^{a-g} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait). Comparé au standard : (ns : non significatif, * : $p \leq 0,05$, ** $p \leq 0,01$ *** $p \leq 0,001$).

2.2 Test de la stabilisation de la membrane érythrocytaire (Test d'hémolyse induite par la chaleur)

D'après les données présentées dans le **tableau 24** et les **figures 64, 65, 66** et **67** les extraits **E_TC_HM** et **E_TC_MB** ont protégé la membrane érythrocytaire humaine contre la lyse induite par la chaleur, comme le montre le pourcentage élevé d'inhibitions de l'hémolyse $53,74 \pm 1,94\%$ et $48,00 \pm 1,40\%$ respectivement qui ont même dépassé l'efficacité de l'acide acétyle salicylique à $250 \mu\text{g/mL}$ qui a enregistré un pourcentage d'efficacité de l'ordre de $47,10 \pm 1,14\%$, de son côté l'extrait d'**E_TC_MB** a donné également un meilleur pourcentage même à $500 \mu\text{g/mL}$, $75,50 \pm 0,86\%$ contre $73,10 \pm 1,16\%$ enregistré pour l'ASA à la même concentration, tandis qu'à $1000 \mu\text{g/mL}$, le pourcentage était comparablement équivalent. Les pourcentages les plus réduits ont été enregistrés pour l'extrait de **E_SC_HM**.

Par ailleurs, l'indométhacine (IND) un médicament anti-inflammatoire non stéroïdien utilisé comme standard dans cette étude a montré l'inhibition maximale de $(94,84 \pm 0,06 \%)$ à une concentration de $250 \mu\text{g/mL}$, tandis que l'acide acétyle-salicylique a montré $91,70 \pm 0,99\%$ à une concentration de $1000 \mu\text{g/mL}$. Les pourcentages d'inhibition de la lyse révélés par les différentes doses de tous les extraits testés étaient bien plus faibles que ceux obtenus pour $250 \mu\text{g/mL}$ d'indométhacine. Dans ce contexte, la capacité d'inhibition maximale de l'hémolyse des globules rouges a été observée pour l'extrait de **E_TC_HM** qui d'est traduit par un pourcentage d'inhibition de l'ordre de $85,42 \pm 2,49 \%$.

Les extraits de **E_PEF_AEEM** et **E_MB_AEEM** présentent de plus forts pourcentages d'inhibition de l'hémolyse respectivement de $61,05 \pm 1,09$ et $61,82 \pm 1,62\%$ par rapport à l'acide acétyle salicylique à $250 \mu\text{g/mL}$. A une concentration de $500 \mu\text{g/mL}$ les pourcentages de ces deux extraits ont été comparable à l'acide acétyle salicylique, tandis qu'à $1000 \mu\text{g/mL}$ ils ont été faibles. La valeur la plus limitée d'inhibition de l'hémolyse a été relevé pour **E_TP_AEEM**.

Quant aux extraits obtenus par dichlorométhane, nous n'avons constaté aucun résultat de cette activité, par revanche ceux obtenus par l'hexane, **E_MB_Hx** ont fait apparaître un pourcentage d'inhibition de l'hémolyse de $49,44 \pm 0,35\%$ et qui s'est révélé bien supérieur à celui de l'acide acétyle salicylique à $250 \mu\text{g/mL}$, tandis qu'à toutes les autres concentrations, les résultats des extraits sont nettement inférieurs à ceux de la référence. De leurs côtés les extraits qui n'ont manifesté aucune protection ou avec les très faibles pourcentages sont **E_BS_Hx**, **E_SC_Hx**, **E_SC_DCM** et **E_TP_DCM**.

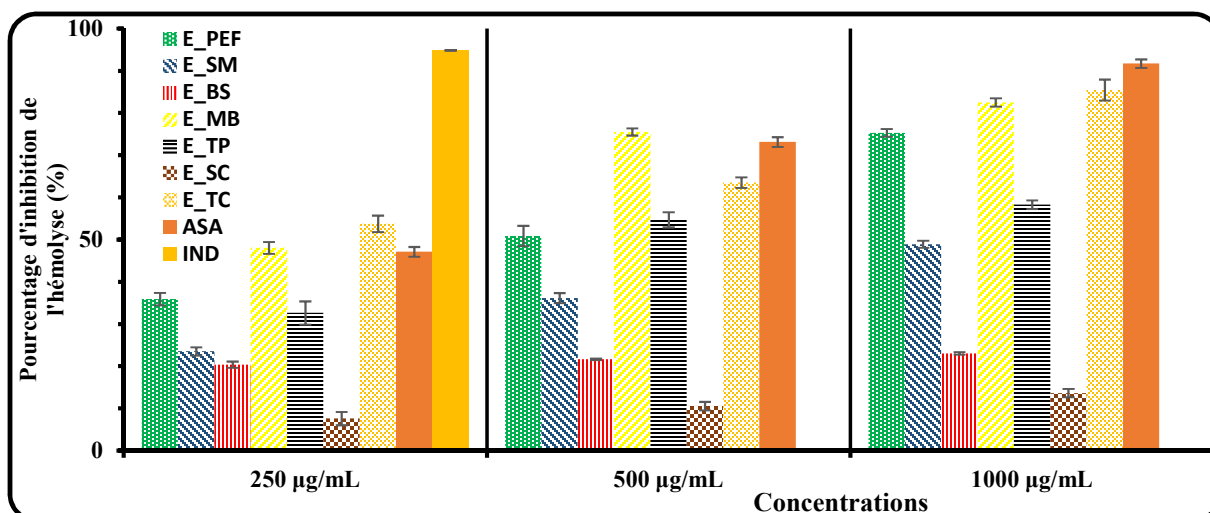


Figure 64 : Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits HM et de standards (ASP et IND)

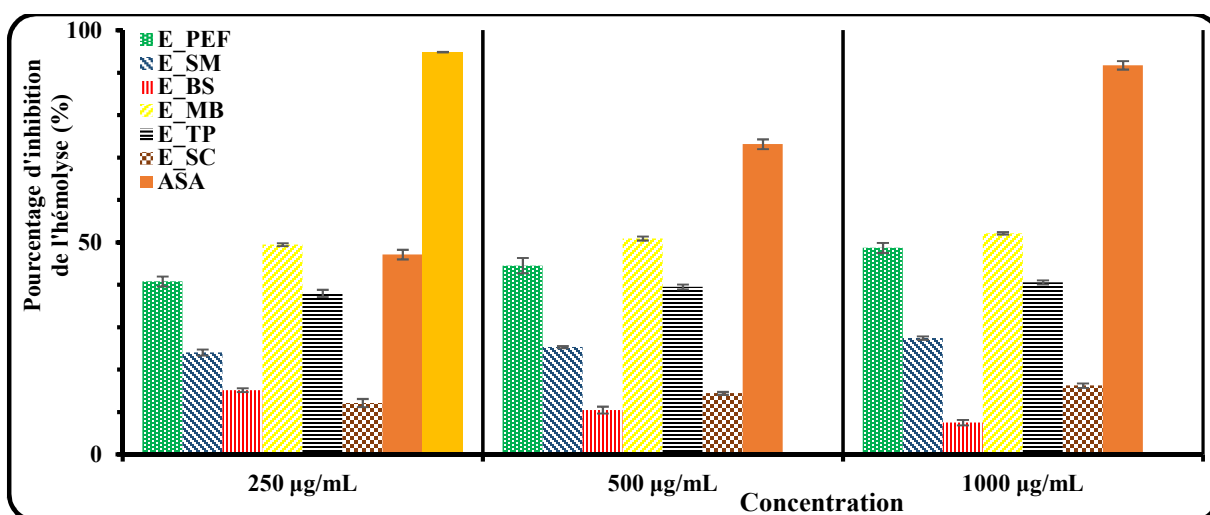


Figure 65 : Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits Hx et de standards (ASP et IND)

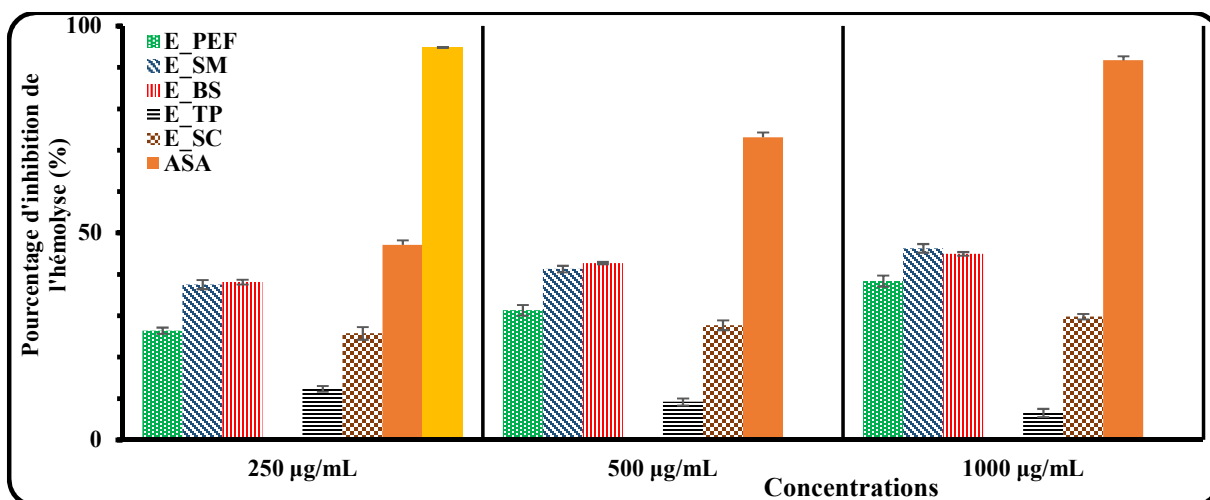


Figure 66 : Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits DCM et de standards (ASP et IND)

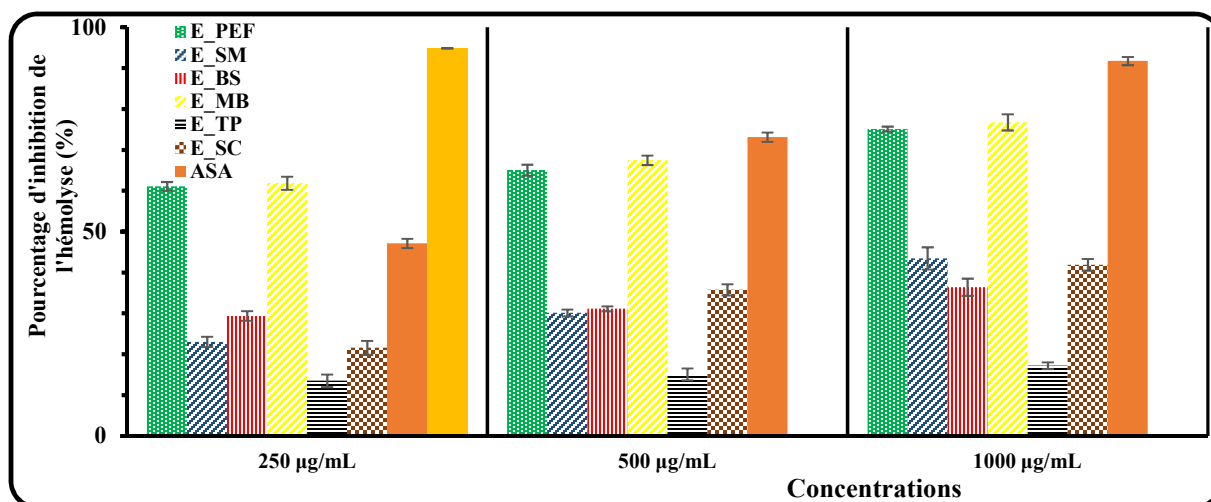


Figure 67: Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur au moyen d'extraits AEEM et de standards (ASP et IND)

Tableau 24 : Effet des extraits et des standards (ASA et IND) sur l'hémolyse de la membrane érythrocytaire induite par la chaleur en pourcentage d'inhibition (Moyenne \pm EM, n=3)

| | Extraits | 250 ($\mu\text{g/mL}$) | 500 ($\mu\text{g/mL}$) | 1000 ($\mu\text{g/mL}$) |
|------|----------|------------------------------------|-----------------------------------|-----------------------------------|
| HM | ASA | 47,10 \pm 1,14 ^c | 73,10 \pm 1,16 ^a | 91,70 \pm 0,99 ^a |
| | IND | 94,84 \pm 0,06 ^a | / | / |
| | E_PEF | 35,89 \pm 1,48 ^{d**} | 50,84 \pm 2,40 ^{c**} | 75,27 \pm 0,93 ^{c***} |
| | E_SM | 23,50 \pm 0,98 ^{e***} | 36,13 \pm 1,19 ^{d***} | 48,89 \pm 0,83 ^{e***} |
| | E_BS | 20,34 \pm 0,75 ^{e***} | 21,61 \pm 0,20 ^{e***} | 23,01 \pm 0,31 ^{f***} |
| | E_MB | 48,00 \pm 1,40 ^{bc(ns)} | 75,50 \pm 0,86 ^{a(ns)} | 82,48 \pm 0,99 ^{b**} |
| | E_TP | 32,60 \pm 2,74 ^{d*} | 54,68 \pm 1,80 ^{c**} | 58,25 \pm 1,05 ^{d***} |
| | E_SC | 7,58 \pm 1,57 ^{f***} | 10,54 \pm 1,00 ^{f***} | 13,61 \pm 0,97 ^{g***} |
| Hx | ASA | 47,10 \pm 1,14 ^b | 73,10 \pm 1,16 ^a | 91,70 \pm 0,99 ^a |
| | E_PEF | 40,76 \pm 1,19 ^{c*} | 44,49 \pm 1,82 ^{c***} | 48,66 \pm 1,17 ^{c***} |
| | E_SM | 24,01 \pm 0,69 ^{d***} | 25,28 \pm 0,28 ^{e***} | 27,41 \pm 0,39 ^{e***} |
| | E_BS | 15,14 \pm 0,48 ^{e***} | 10,45 \pm 0,80 ^{g***} | 7,49 \pm 0,64 ^{g***} |
| | E_MB | 49,44 \pm 0,35 ^{b(ns)} | 50,88 \pm 0,46 ^{b***} | 52,09 \pm 0,30 ^{b***} |
| | E_TP | 37,95 \pm 0,86 ^{c**} | 39,50 \pm 0,58 ^{d***} | 40,52 \pm 0,48 ^{d***} |
| | E_SC | 12,12 \pm 0,96 ^{e***} | 14,39 \pm 0,34 ^{f***} | 16,21 \pm 0,53 ^{f***} |
| DCM | ASA | 47,10 \pm 1,14 ^b | 73,10 \pm 1,16 ^a | 91,70 \pm 0,99 ^a |
| | E_PEF | 26,37 \pm 0,77 ^{d***} | 31,31 \pm 1,25 ^{c***} | 38,35 \pm 1,33 ^{c***} |
| | E_SM | 37,52 \pm 1,11 ^{c**} | 41,27 \pm 0,79 ^{b***} | 46,28 \pm 1,04 ^{b***} |
| | E_BS | 38,13 \pm 0,57 ^{c**} | 42,72 \pm 0,28 ^{b***} | 44,95 \pm 0,43 ^{b***} |
| | E_MB | Nd | Nd | Nd |
| | E_TP | 12,32 \pm 0,71 ^{e***} | 9,17 \pm 0,85 ^{d***} | 6,49 \pm 1,00 ^{e***} |
| AEEM | ASA | 47,10 \pm 1,14 ^c | 73,10 \pm 1,16 ^a | 91,70 \pm 0,99 ^a |
| | E_PEF | 61,05 \pm 1,09 ^{b***} | 65,02 \pm 1,34 ^{b*} | 75,08 \pm 0,59 ^{b***} |
| | E_SM | 23,01 \pm 1,26 ^{e***} | 30,10 \pm 0,84 ^{d***} | 43,46 \pm 2,71 ^{c**} |
| | E_BS | 29,37 \pm 1,19 ^{d***} | 31,09 \pm 0,60 ^{d***} | 36,38 \pm 2,11 ^{d***} |
| | E_MB | 61,82 \pm 1,62 ^{b**} | 67,43 \pm 1,15 ^{b*} | 76,70 \pm 1,97 ^{b*} |
| | E_TP | 13,50 \pm 1,55 ^{f***} | 15,06 \pm 1,43 ^{e***} | 17,18 \pm 0,83 ^{e***} |
| | E_SC | 21,56 \pm 1,71 ^{e***} | 35,77 \pm 1,37 ^{c***} | 41,87 \pm 1,42 ^{cd***} |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; E_SM Extrait de *S. mediterraneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M. broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. HM. hydrométhanolique préparé par Macération; Hx Hexane; DCM Dichlorométhane; AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). IND : Indométhacine ; ASA : Acide Acétyle Salicylique. ^{a-g} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait). Comparé au standard : (ns : non significatif, * : $p \leq 0,05$, ** $p \leq 0,01$ *** $p \leq 0,001$). Nd : Non déterminé par manque d'extrait.

3 Evaluation de l'activité inhibitrice de l' α -amylase -Recherche de l'activité antidiabétique

Les différents extraits des champignons étudiés ont été soumis à une évaluation de leur activité antidiabétique réalisée *in vitro* basée sur la méthode d'inhibition de l'enzyme α -amylase.

Les **figures 68 ,69, 70 et 71** illustrent les résultats des taux d'inhibition de l'enzyme α -amylase par chaque type d'extrait comparé à celui de l'acarbose utilisé comme molécule antidiabétique de référence (**Fig. 72**). La concentration inhibitrice de 50 % (IC_{50}) de cet enzyme a été calculée en fonction des équations des courbes de régression logarithmique. Le **tableau 25** détaille les résultats des IC_{50} issus de l'évaluation de l'activité inhibitrice des extraits de champignons étudiés sur l' α amylase. D'après les **figures 68 ,69, 70 et 71** il apparaît que le pourcentage d'inhibition est variable d'un extrait à l'autre en suivant la concentration utilisée de façon dose-dépendante.

Comparativement à l' IC_{50} de l'acarbose qui est de $0.045,13 \pm 2,38$ mg/mL, les extraits de champignons montrent un faible effet inhibiteur sur l'activité alpha-amylasique. Comparé au témoin, les extraits **E_TC_HM** et **E_MB_DCM** présentent un effet inhibiteur assez moyen sur l'activité α -amylase respectivement de l'ordre de $0,124 \pm 0,005$ mg/mL et $0,125 \pm 0,021$ mg/mL. Cependant, les extraits d'**E_SC_Hx** et **E_BS_Hx** ont enregistré le pouvoir inhibiteur le plus faible avec des IC_{50} respectifs de l'ordre de $3,804 \pm 0,246$ mg/mL et de $3,412 \pm 0,028$ mg/mL.

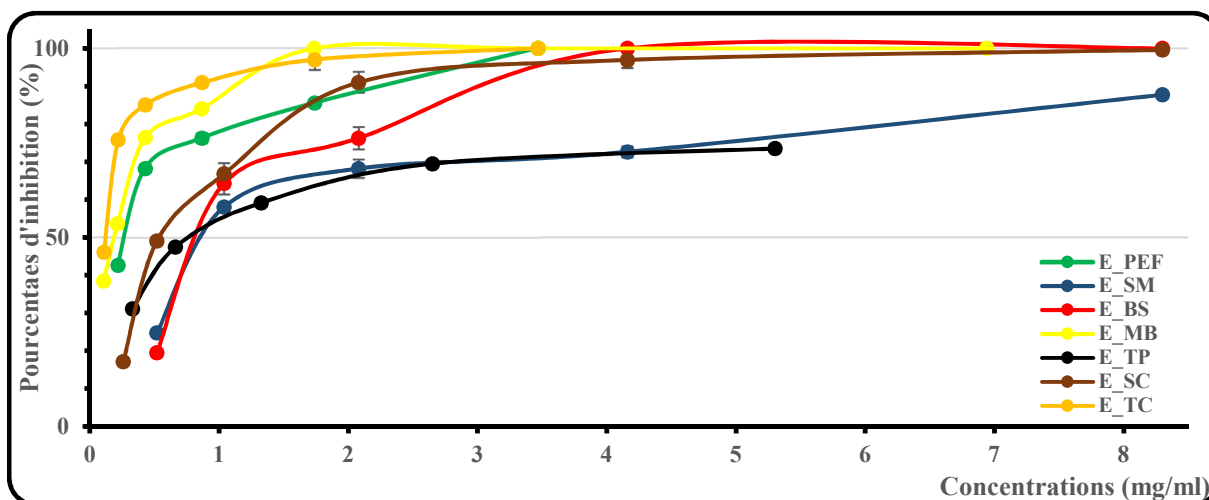


Figure 68 : Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits HM

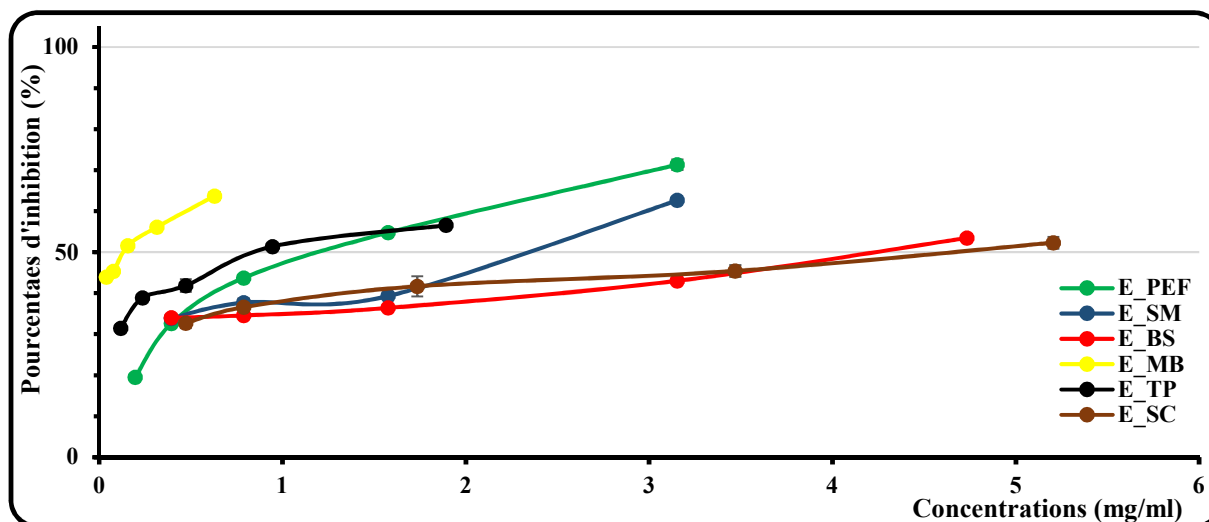


Figure 69 : Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits Hx

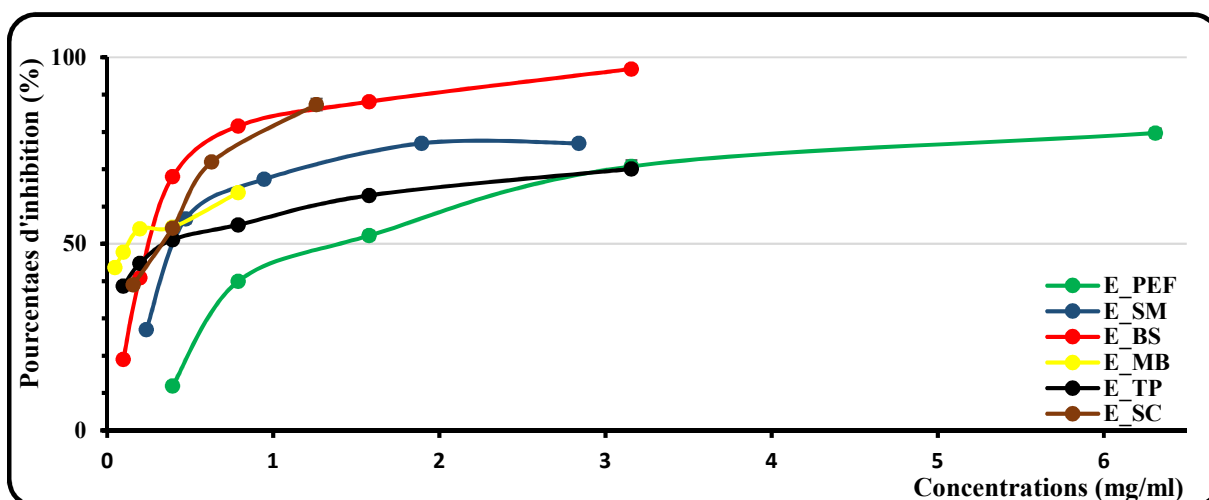


Figure 70 : Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits DCM

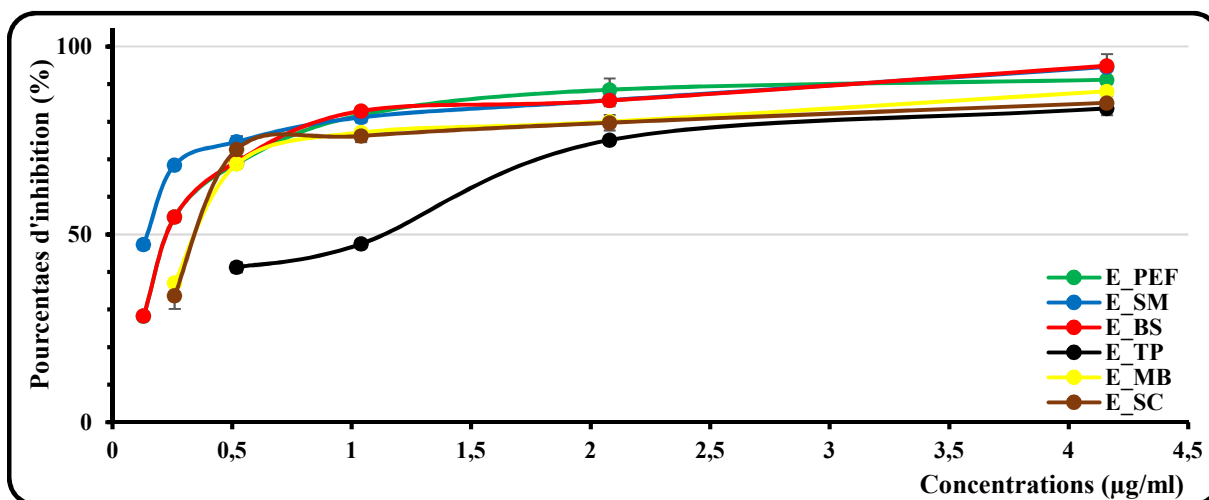


Figure 71 : Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations des extraits AEEM

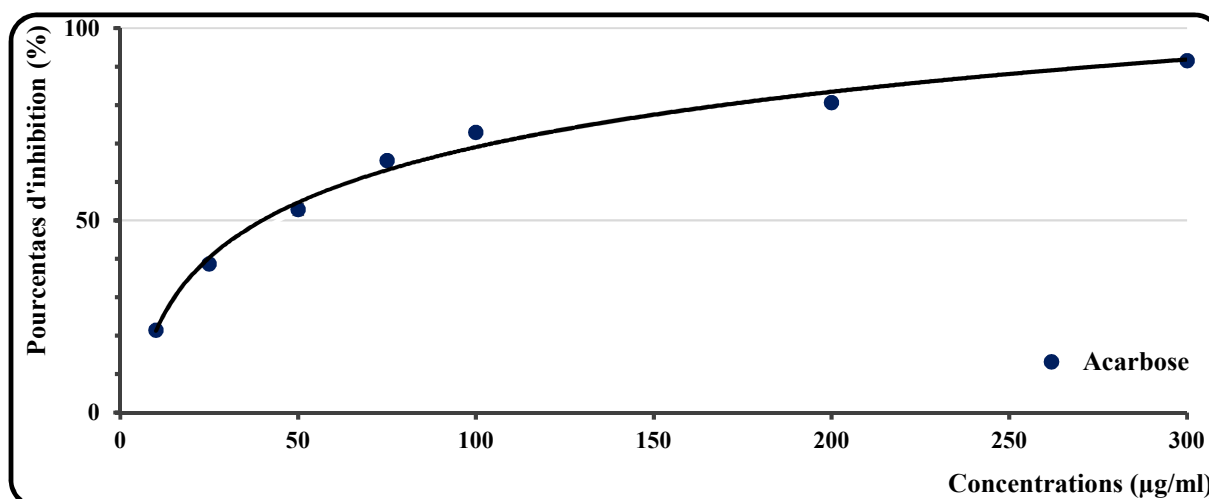


Figure 72 : Pourcentage d'inhibition de l'enzyme α -amylase en fonction des concentrations différentes d'acarbose

Tableau 25: Concentration inhibitrice à 50% (IC₅₀) de l'activité α -amylase en (mg/mL) des extraits des différents champignons étudiés et de l'acarbose (Moyenne \pm EM, n=3)

| Extraits | | IC ₅₀ α -amylase (mg/mL) |
|----------|----------|--|
| HM | Acarbose | 0,0451 \pm 0.002 ^f |
| | E_PEF | 0,278 \pm 0,010 ^{d**} |
| | E_SM | 0,923 \pm 0,009 ^{a***} |
| | E_BS | 0,875 \pm 0,019 ^{a***} |
| | E_MB | 0,192 \pm 0,003 ^{e***} |
| | E_TP | 0,799 \pm 0,043 ^{b***} |
| | E_SC | 0,527 \pm 0,008 ^{c***} |
| | E_TC | 0,124 \pm 0,005 ^{e***} |
| Hx | Acarbose | 0,0451 \pm 0.002 ^e |
| | E_PEF | 1,241 \pm 0,082 ^{d**} |
| | E_SM | 2,302 \pm 0,018 ^{c***} |
| | E_BS | 3,412 \pm 0,028 ^{b***} |
| | E_MB | 0,140 \pm 0,011 ^{e**} |
| | E_TP | 0,878 \pm 0,043 ^{d**} |
| | E_SC | 3,804 \pm 0,246 ^{a**} |
| DCM | Acarbose | 0,0451 \pm 0.002 ^d |
| | E_PEF | 1,447 \pm 0,068 ^{a***} |
| | E_SM | 0,419 \pm 0,012 ^{b***} |
| | E_BS | 0,261 \pm 0,010 ^{c**} |
| | E_MB | 0,125 \pm 0,021 ^{d*} |
| | E_TP | 0,341 \pm 0,029 ^{bc**} |
| | E_SC | 0,270 \pm 0,017 ^{c**} |
| AEEM | Acarbose | 0,0451 \pm 0.002 ^e |
| | E_PEF | 0,237 \pm 0,006 ^{c***} |
| | E_SM | 0,146 \pm 0,006 ^{d**} |
| | E_BS | 0,228 \pm 0,006 ^{cd***} |
| | E_MB | 0,365 \pm 0,013 ^{b***} |
| | E_TP | 1,192 \pm 0,053 ^{a***} |
| | E_SC | 0,367 \pm 0,018 ^{b**} |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var. *ferulae*; E_SM Extrait de *S. mediterraneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M. broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. HM. hydrométhanolique préparé par Macération; Hx Hexane; DCM Dichlorométhane; AEEM (mélange de solvants). **Acarbose** : molécule de référence. .^{a-f} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait). Comparé au standard : (ns : non significatif, * : $p \leq 0,05$, ** $p \leq 0,01$ *** $p \leq 0,001$).

4 Recherche de l'activité anti-hémolytique

L'évaluation de l'activité anti-hémolytique permet de surveiller *in vitro* l'effet anti-radicalaire de substances naturelles présentes dans les extraits des champignons étudiés, pour une meilleure protection des érythrocytes face à la lyse oxydative engendrée par l'AAPH.

La capacité des érythrocytes à résister et à supporter les agressions radicalaires est évaluée par le temps requis pour la lyse de 50% des hématies (HT₅₀). La disparition graduelle et progressive des hématies peut être suivie en mesurant la décroissance de l'absorbance à 620 nm. La mise en œuvre de ce test dans des microplaques à 96 puits rend possible de traiter un très large nombre d'échantillons.

Les résultats sont représentés en tant que courbe de l'hémolyse de forme sigmoïde, en se référant à un témoin négatif et en comparant avec un standard. L'acide ascorbique (**Ac-Asc**) est utilisé comme molécule de référence.

La résistance des érythrocytes aux radicaux libres doit se traduire par une courbe d'hémolyse avec une HT₅₀ plus élevée dans les extraits par rapport au contrôle négatif (témoin ou hémolyse complète). et pour juger qu'il s'agit d'une ou de plusieurs substances prometteuses, le HT₅₀ doit être supérieure au standard. Une valeur HT₅₀ haute indique par conséquent que l'extrait a considérablement amélioré le système de fonctionnement du mécanisme antiradicalaire des érythrocytes.

A partir des cinétiques d'hémolyse obtenues, les valeurs HT₅₀ (demi temps d'hémolyse en minutes) et ΔT (différence entre HT₅₀ de l'extrait HT₅₀ du témoin) ont été calculées pour chaque extrait à différentes concentrations à savoir 25, 50, 100 et 200 $\mu\text{g/mL}$.

Pour savoir s'il existe une corrélation linéaire entre la concentration de l'extrait et le temps de demi-hémolyse (HT₅₀), les valeurs ΔT ont été calculé. Le temps de demi hémolyse du témoin (absence de l'extrait) est de $83,81 \pm 1,74$ min.

Les résultats HT₅₀ et ΔT des extraits sont rapportés dans les **tableaux 26** et **27**. Les valeurs HT₅₀ et ΔT de chaque extrait sont rappelés en **annexe 3** pour mieux présenter l'effet de chacun séparément.

4.1 Evaluation de la capacité anti-hémolytique en présence d'extraits préparés par macération (HM)

A partir des résultats obtenus, exposés aux **figures 73, 77, 78 et 79** nous avons constaté que tous les extraits hydro-méthanolique ont entraîné un retard de l'hémolyse d'une manière dose dépendante par rapport au Témoin ($83,81 \pm 1,74$ min), mais sont restés inférieurs au standard. Les extraits **E_MB** et **E_TC**, à toutes les doses étudiées, ont fourni des HT_{50} assez proches du standard, tandis que la concentration de $200 \mu\text{g/mL}$ de **E_PEF** a présenté un résultat assez semblable.

Un effet dose-dépendant décroissant de l'**E_BS** sur les défenses antioxydantes globales a été noté et ce qui est bien indiqué par les résultats de ΔT (**Fig. 78**) et (**Annexe 3**). De même, une excellente linéarité est relevée pour le standard (**Ac-Asc**) et **E_PEF** ($R^2 = 0.9321$ et $R^2 = 0.993$ respectivement). La décroissance est bien observée pour l'**E_BS** avec une assez bonne linéarité de ($R^2 = 0.8899$) (**Fig. 79**).

4.2 Evaluation de la capacité anti-hémolytique en présence d'extraits préparés par (Hx)

Sur la base des résultats illustré dans les **figures 74, 77, 78 et 79** nous pouvons considérer que tous les extraits **E_PEF_Hx**, **E_SM_Hx** et **E_MB_Hx** ont provoqué un retard de l'hémolyse par rapport au Témoin ($83,81 \pm 1,74$ min), mais que ce retard est resté largement en dessous du standard. Par contre les extrait **E_BS_Hx**, **E_TP_Hx** et **E_SC_Hx** ont présenté des ΔT négatifs (**Fig. 78**) et (**Annexe 3**). Un effet dose-dépendant décroissant de deux extraits **E_BS_Hx** et **E_SM_Hx** a été observé (**Fig. 74, 77 et 78**). Il est également intéressant de noter qu'une excellente linéarité décroissante est enregistrée pour **E_BS_Hx** ($R^2 = 0.9965$). Une bonne linéarité est aussi trouvée pour **E_SM_Hx** ($R^2 = 0.9057$) (**Fig. 79**).

4.3 Evaluation de la capacité anti-hémolytique en présence d'extraits préparés par (DCM)

A la lecture des résultats rapportés dans les **figures 75, 77, 78 et 79** nous pouvons considérer que tous les extraits ont entraîné un retard de l'hémolyse par rapport au Témoin de manière dose-dépendante, à l'exception de l'**E_TP_DCM** qui a montré un ΔT négatif pour la concentration ($200 \mu\text{g/mL}$) (**Fig. 78**) et (**Annexe 3**).

Toutes les concentrations (25, 50, 100, 200 µg/mL) de l'extrait **E_MB_DCM** ont montré un HT_{50} ($199,09 \pm 1,85$; $203,52 \pm 2,53$; $221,71 \pm 0,79$; $230,03 \pm 2,31$ min respectivement) et un ΔT ($115,28 \pm 1,85$; $119,71 \pm 2,53$; $137,90 \pm 0,79$; $146,22 \pm 2,31$ min respectivement) plus élevés que l'acide ascorbique (HT_{50} $179,66 \pm 0,66$; $194,17 \pm 0,66$; $208,23 \pm 0,52$; $224,15 \pm 0,65$ respectivement) (ΔT $95,84 \pm 0,66$; $110,35 \pm 0,66$; $124,42 \pm 0,52$; $140,34 \pm 0,65$ respectivement).

Cette activité est illustrée par un déplacement considérable des sigmoïdes de l'hémolyse vers la droite (**Fig. 75**) et par conséquent l'augmentation de HT_{50} (**Fig. 77**) et (**Annexe 3**).

Nous avons enregistré un bon profil linéaire pour **E_TP_DCM** ($R^2= 0,9914$) , **E_PEF_DCM** ($R^2= 0,9078$) et **E_MB_DCM** ($R^2= 0,8989$). La linéarité de standard (**Ac-Asc**) est de l'ordre de ($R^2= 0,9321$) (**Fig. 79**).

4.4 Evaluation de la capacité anti-hémolytique en présence d'extraits préparés par (AEEM)

L'analyse des résultats illustré dans les figures **76**, **77**, **78** et **79** a fait apparaître que tous les extraits obtenus par le mélange de solvants (**AEEM**) ralentissent l'hémolyse en regard du Témoin, sauf pour **E_TP_AEEM**, dans lequel la HT_{50} est inférieure à celle du Témoin, où on note un déplacement des sigmoïdes d'hémolyse vers la gauche et par conséquent le ΔT est négatif (**Fig. 78**) et (**Annexe 3**).

Nous pouvons ainsi constater que l'effet anti-hémolytique des deux extraits **E_PEF_AEEM** et **E_MB_AEEM** a révélé une activité considérable exprimée par une prolongation de la HT_{50} (**Fig. 77**) et par suite le ΔT (**Fig. 78**) par rapport au standard (**Fig. 73**).

La relation entre ΔT et les concentrations d'extrait **E_PEF_AEEM** et **E_MB_AEEM** fait apparaître une bonne linéarité de l'ordre de ($R^2= 0,8999$) et ($R^2= 0,958$) respectivement (**Fig. 78**) et (**Annexe 3**).

Toutefois, l'**E_MB_DCM**, l'**E_PEF_AEEM** et l'**E_MB_AEEM** ont manifesté une activité anti-hémolytique plus puissante et plus intéressante que les autres extraits et également plus performante que celle de la Vitamine C.

Tableau 26 : Temps de demi-hémolyse (HT₅₀) en minutes pour différentes concentrations des extraits de champignons étudiés (Moyenne ± EM, n=3)

| Extraits | 25 (µg /mL) | 50 (µg /mL) | 100 (µg /mL) | 200 (µg /mL) | |
|---------------|----------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| AAPH | 83,81±1,74 ^{f***} | 83,81±1,74 ^{f***} | 83,81±1,74 ^h | 83,81±1,74 ^{g***} | |
| Ac-Asc | 179,66 ± 0,66 ^a | 194,17 ± 0,66 ^a | 208,23 ± 0,52 ^a | 224,15 ± 0,65 ^a | |
| HM | E_PEF | 126,54 ± 0,86 ^{d***} | 144,53 ± 0,97 ^{c***} | 162,56 ± 0,52 ^{e***} | 206,35 ± 0,95 ^{b***} |
| | E_SM | 110,33 ± 1,90 ^{e***} | 138,91 ± 1,14 ^{d***} | 165,92 ± 1,30 ^{e***} | 172,81 ± 3,29 ^{e**} |
| | E_BS | 123,48 ± 0,89 ^{d***} | 113,13 ± 0,94 ^{e***} | 99,67 ± 1,28 ^{g***} | 91,06 ± 0,26 ^{f***} |
| | E_MB | 165,17 ± 1,40 ^{c**} | 180,66 ± 0,41 ^{b***} | 192,93 ± 0,46 ^{c***} | 196,26 ± 0,82 ^{c***} |
| | E_TP | 123,56 ± 1,92 ^{d***} | 144,82 ± 0,49 ^{c***} | 177,48 ± 1,38 ^{d**} | 184,84 ± 1,33 ^{d***} |
| | E_SC | 112,47 ± 1,16 ^{e***} | 137,60 ± 2,05 ^{d***} | 148,61 ± 1,45 ^{f***} | 167,55 ± 1,85 ^{e***} |
| | E_TC | 170,47 ± 0,44 ^{b***} | 182,92 ± 1,63 ^{b**} | 203,47 ± 0,26 ^{b**} | 209,48 ± 0,51 ^{b***} |
| AAPH | 83,81±1,74 ^{e***} | 83,81±1,74 ^{e***} | 83,81±1,74 ^{d***} | 83,81±1,74 ^{d***} | |
| Ac-Asc | 179,66 ± 0,66 ^a | 194,17 ± 0,66 ^a | 208,23 ± 0,52 ^a | 224,15 ± 0,65 ^a | |
| Hx | E_PEF | 107,03 ± 0,17 ^{d***} | 113,93 ± 0,68 ^{d***} | 111,49 ± 1,47 ^{c***} | 139,48 ± 3,22 ^{b***} |
| | E_SM | 163,06 ± 1,80 ^{b***} | 143,18 ± 1,22 ^{b***} | 147,76 ± 3,17 ^{b**} | 122,08 ± 3,44 ^{c***} |
| | E_BS | 72,48 ± 2,33 ^{f***} | 70,99 ± 0,37 ^{f***} | 66,64 ± 0,95 ^{f***} | 57,07 ± 0,60 ^{f***} |
| | E_MB | 124,09 ± 1,85 ^{**c} | 120,64 ± 0,93 ^{c***} | 115,72 ± 1,02 ^{c***} | 120,09 ± 2,28 ^{c***} |
| | E_TP | 65,05 ± 2,16 ^{g***} | 71,84 ± 1,09 ^{f***} | 75,95 ± 0,32 ^{e***} | 82,09 ± 0,80 ^{d***} |
| | E_SC | 54,64 ± 1,51 ^{h***} | 63,85 ± 0,23 ^{g***} | 68,74 ± 0,36 ^{f***} | 73,42 ± 1,29 ^{e***} |
| AAPH | 83,81±1,74 ^{g***} | 83,81±1,74 ^{f***} | 83,81±1,74 ^h | 83,81±1,74 ^{f***} | |
| Ac-Asc | 179,66 ± 0,66 ^b | 194,17 ± 0,66 ^b | 208,23 ± 0,52 ^b | 224,15 ± 0,65 ^a | |
| DCM | E_PEF | 94,52 ± 0,17 ^{f***} | 93,94 ± 1,04 ^{e***} | 124,63 ± 0,77 ^{f***} | 140,65 ± 1,40 ^{e***} |
| | E_SM | 114,28 ± 1,80 ^{d***} | 162,82 ± 2,30 ^{d**} | 160,56 ± 1,66 ^{e***} | 176,73 ± 1,34 ^{d***} |
| | E_BS | 165,37 ± 2,33 ^{c*} | 176,07 ± 2,07 ^{c***} | 178,96 ± 1,39 ^{d**} | 186,22 ± 1,24 ^{c***} |
| | E_MB | 199,09 ± 1,85 ^{a***} | 203,52 ± 2,53 ^{f*} | 221,71 ± 0,79 ^{h***} | 230,03 ± 2,31 ^{a(ns)} |
| | E_TP | 106,32 ± 2,16 ^{e***} | 100,12 ± 1,64 ^{e***} | 94,57 ± 1,41 ^{g***} | 79,55 ± 1,78 ^{f***} |
| | E_SC | 159,57 ± 1,51 ^{c**} | 178,24 ± 2,11 ^{c*} | 187,07 ± 1,77 ^{c**} | 200,04 ± 2,76 ^{b**} |
| AAPH | 83,81±1,74 ^{e***} | 83,81±1,74 ^{d***} | 83,81±1,74 ^{d***} | 83,81±1,74 ^{d***} | |
| Ac-Asc | 179,66 ± 0,66 ^a | 194,17 ± 0,66 ^a | 208,23 ± 0,52 ^a | 224,15 ± 0,65 ^a | |
| AEM | E_PEF | 180,12 ± 1,37 ^{a(ns)} | 191,74 ± 2,89 ^{a(ns)} | 214,27 ± 2,70 ^{a(ns)} | 226,64 ± 2,32 ^{a(ns)} |
| | E_SM | 135,42 ± 2,18 ^{c**} | 172,88 ± 2,33 ^{b**} | 183,25 ± 1,87 ^{b**} | 192,44 ± 1,50 ^{b**} |
| | E_BS | 100,82 ± 2,69 ^{d***} | 112,07 ± 2,29 ^{c***} | 130,10 ± 1,70 ^{c***} | 140,95 ± 2,69 ^{c***} |
| | E_MB | 177,91 ± 1,10 ^{a(ns)} | 191,70 ± 1,74 ^{a(ns)} | 205,33 ± 6,06 ^{a(ns)} | 224,42 ± 2,24 ^{a(ns)} |
| | E_TP | 62,42 ± 0,18 ^{f***} | 71,39 ± 0,46 ^{e***} | 76,04 ± 0,54 ^{d***} | 76,65 ± 0,89 ^{d***} |
| | E_SC | 158,89 ± 1,72 ^{b**} | 169,42 ± 0,31 ^{b***} | 187,08 ± 2,22 ^{b**} | 198,02 ± 1,49 ^{b**} |

AAPH :Témoin (concentration fixée à 50 mM). **Ac-Asc** : **Acide Ascorbique** (molécule de référence). ^{a-h} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à p <0,05, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait). Comparé au standard : (ns : non significatif, * : p ≤ 0,05, ** p ≤ 0,01 *** p ≤ 0,001).

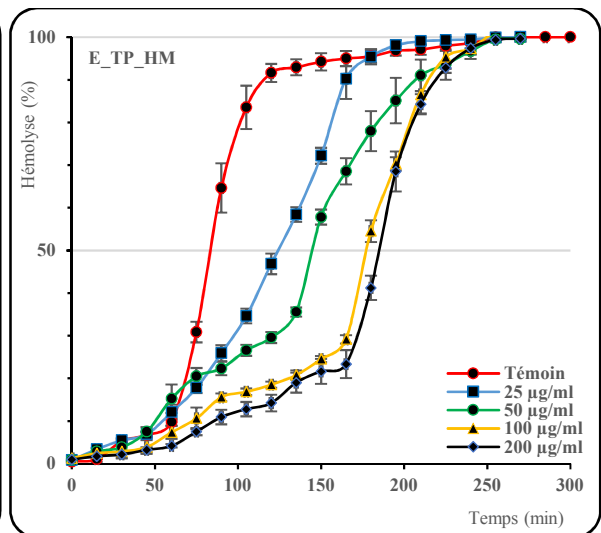
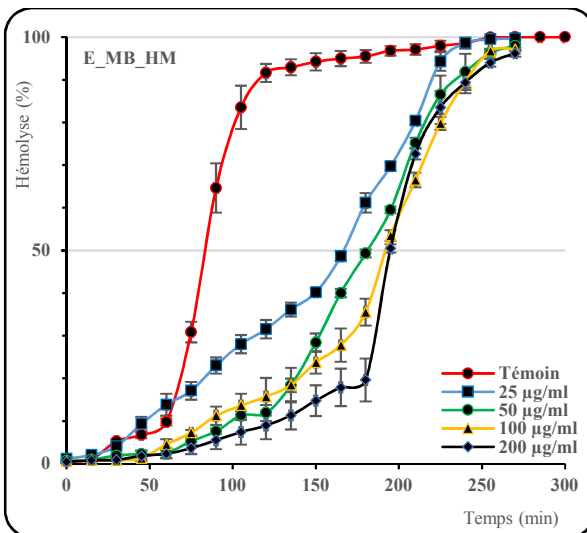
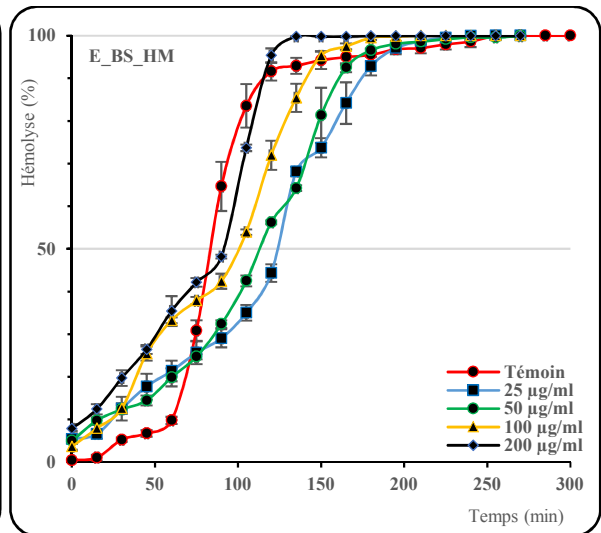
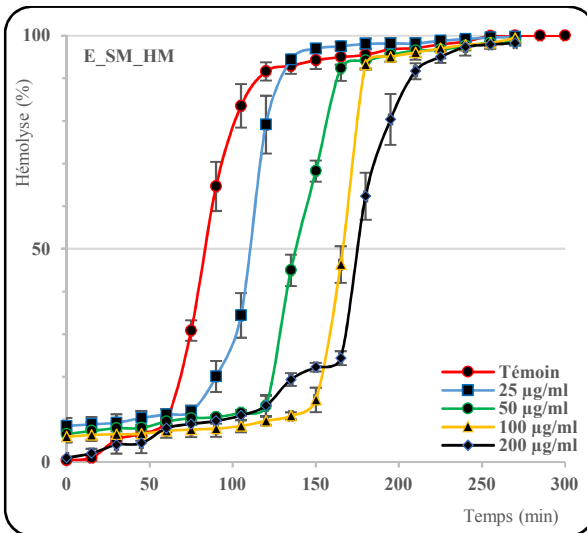
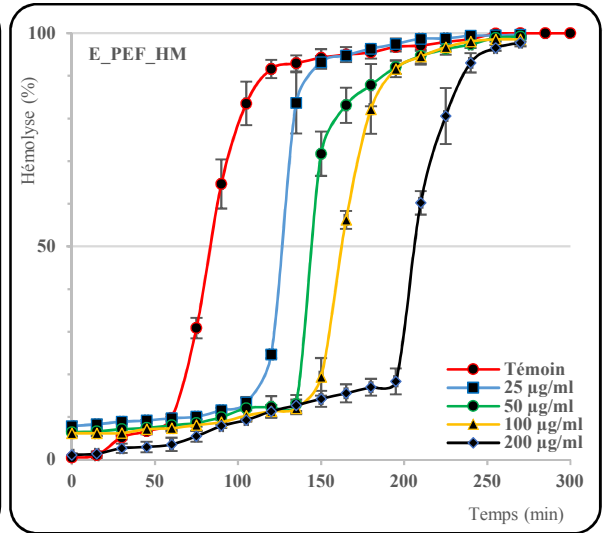
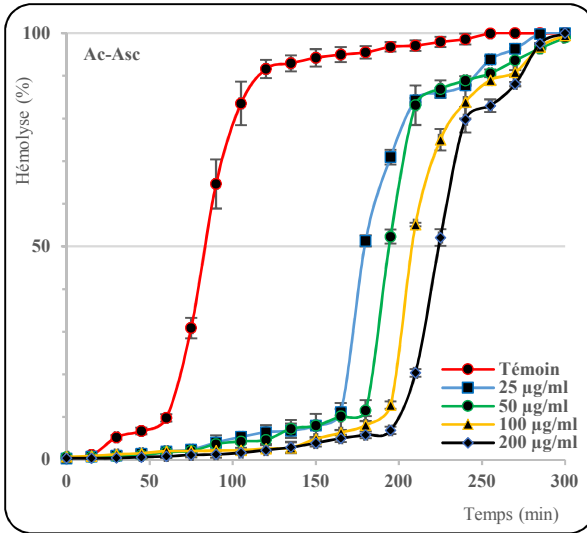
Tableau 27: Temps d'hémolyse différé (ΔT) en minutes pour différentes concentrations des extraits de champignons étudiés (Moyenne \pm EM, n=3)

| Extraits | 25 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 50 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 100 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | 200 ($\mu\text{g}/\text{mL}$) | |
|----------|--------------------------------|--------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|
| HM | Ac-Asc | 95,84 \pm 0,66 ^a | 110,35 \pm 0,66 ^a | 124,42 \pm 0,52 ^a | 140,34 \pm 0,65 ^a |
| | E_PEF | 42,73 \pm 0,86 ^d | 60,71 \pm 0,97 ^d | 78,75 \pm 0,518 ^e | 122,54 \pm 0,95 ^b |
| | E_SM | 26,52 \pm 1,90 ^e | 55,10 \pm 1,14 ^e | 82,11 \pm 1,30 ^e | 89,00 \pm 3,29 ^e |
| | E_BS | 39,66 \pm 0,89 ^d | 29,31 \pm 0,94 ^d | 15,86 \pm 1,28 ^g | 7,25 \pm 0,26 ^f |
| | E_MB | 81,36 \pm 1,40 ^c | 96,85 \pm 0,41 ^c | 109,11 \pm 0,46 ^c | 112,4 \pm 0,82 ^c |
| | E_TP | 39,74 \pm 1,92 ^d | 61,01 \pm 0,49 ^d | 93,67 \pm 1,38 ^d | 101,03 \pm 1,33 ^d |
| | E_SC | 28,66 \pm 1,16 ^e | 53,79 \pm 2,05 ^e | 64,80 \pm 1,45 ^f | 83,74 \pm 1,85 ^e |
| | E_TC | 86,66 \pm 0,44 ^b | 99,11 \pm 1,63 ^b | 119,65 \pm 0,26 ^b | 125,66 \pm 0,51 ^b |
| Hx | Ac-Asc | 95,84 \pm 0,66 ^a | 110,35 \pm 0,66 ^a | 124,42 \pm 0,52 ^a | 140,34 \pm 0,65 ^a |
| | E_PEF | 23,21 \pm 0,29 ^d | 30,12 \pm 0,68 ^d | 27,68 \pm 1,47 ^c | 55,66 \pm 3,22 ^b |
| | E_SM | 79,25 \pm 0,17 ^b | 59,36 \pm 1,22 ^b | 63,95 \pm 3,17 ^b | 38,27 \pm 3,44 ^c |
| | E_BS | -11,34 \pm 0,54 ^e | -12,83 \pm 0,37 ^e | -17,18 \pm 0,95 ^e | -26,74 \pm 0,60 ^f |
| | E_MB | 40,28 \pm 5,07 ^c | 36,83 \pm 0,93 ^c | 31,90 \pm 1,02 ^c | 36,27 \pm 2,28 ^c |
| | E_TP | -18,77 \pm 0,80 ^f | -11,98 \pm 1,09 ^e | -7,86 \pm 0,32 ^d | -1,72 \pm 0,80 ^d |
| | E_SC | -29,17 \pm 0,70 ^g | -19,96 \pm 0,23 ^f | -15,07 \pm 0,36 ^e | -10,40 \pm 1,29 ^e |
| DCM | Ac-Asc | 95,84 \pm 0,66 ^b | 110,35 \pm 0,66 ^a | 124,42 \pm 0,52 ^b | 140,34 \pm 0,65 ^a |
| | E_PEF | 10,71 \pm 0,17 ^e | 10,13 \pm 1,04 ^e | 40,82 \pm 0,77 ^f | 56,84 \pm 1,40 ^e |
| | E_SM | 30,47 \pm 1,80 ^d | 79,01 \pm 2,30 ^d | 76,75 \pm 1,66 ^e | 92,92 \pm 1,34 ^d |
| | E_BS | 81,56 \pm 2,33 ^c | 92,25 \pm 2,07 ^c | 95,15 \pm 1,39 ^d | 102,41 \pm 1,24 ^c |
| | E_MB | 115,28 \pm 1,85 ^a | 119,71 \pm 2,53 ^b | 137,90 \pm 0,79 ^a | 146,22 \pm 2,31 ^a |
| | E_TP | 22,51 \pm 2,16 ^f | 16,31 \pm 1,64 ^e | 10,75 \pm 1,41 ^g | -4,27 \pm 1,78 ^f |
| | E_SC | 75,75 \pm 1,51 ^c | 94,43 \pm 2,11 ^c | 103,25 \pm 1,77 ^c | 116,23 \pm 2,76 ^b |
| AEEM | Ac-Asc | 95,84 \pm 0,66 ^a | 110,35 \pm 0,66 ^a | 124,42 \pm 0,52 ^a | 140,34 \pm 0,65 ^a |
| | E_PEF | 96,31 \pm 1,37 ^a | 107,92 \pm 2,89 ^a | 130,46 \pm 2,70 ^a | 142,83 \pm 2,32 ^a |
| | E_SM | 51,61 \pm 2,18 ^c | 89,07 \pm 2,33 ^b | 99,43 \pm 1,87 ^b | 108,63 \pm 1,50 ^b |
| | E_BS | 17,01 \pm 2,69 ^d | 28,26 \pm 2,29 ^c | 46,29 \pm 1,70 ^c | 57,14 \pm 2,69 ^c |
| | E_MB | 94,10 \pm 1,10 ^a | 107,88 \pm 1,74 ^a | 121,52 \pm 6,06 ^a | 140,61 \pm 2,24 ^a |
| | E_TP | -21,40 \pm 0,18 ^e | -12,42 \pm 0,46 ^d | -7,77 \pm 0,54 ^d | -7,16 \pm 0,89 ^d |
| | E_SC | 75,08 \pm 1,72 ^b | 85,61 \pm 0,31 ^b | 103,2 \pm 2,22 ^b | 114,20 \pm 1,49 ^b |

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var *ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterrneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. Ac-Asc : Acide Ascorbique (molécule de référence). ^{a-h} Les échantillons qui ne sont pas associés par la même lettre sont considérés comme significativement différents à $p < 0,05$, selon le test de comparaison multiple de Tukey (Comparaison entre les champignons pour chaque extrait).

Partie expérimentale

Résultats et interprétations



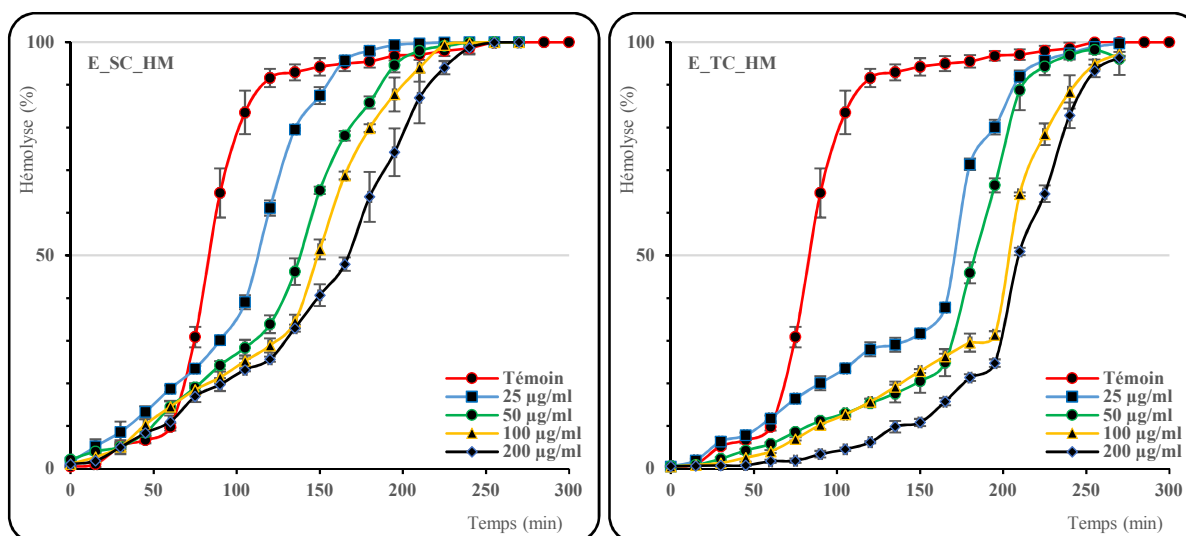


Figure 73 : Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par HM et d'acide ascorbique (Moyenne \pm EM, n=3)

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterrneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeianus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictitans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **HM**.hydrométhanolique préparé par Macération; **Ac-Asc** : **Acide Ascorbique** (molécule de référence).

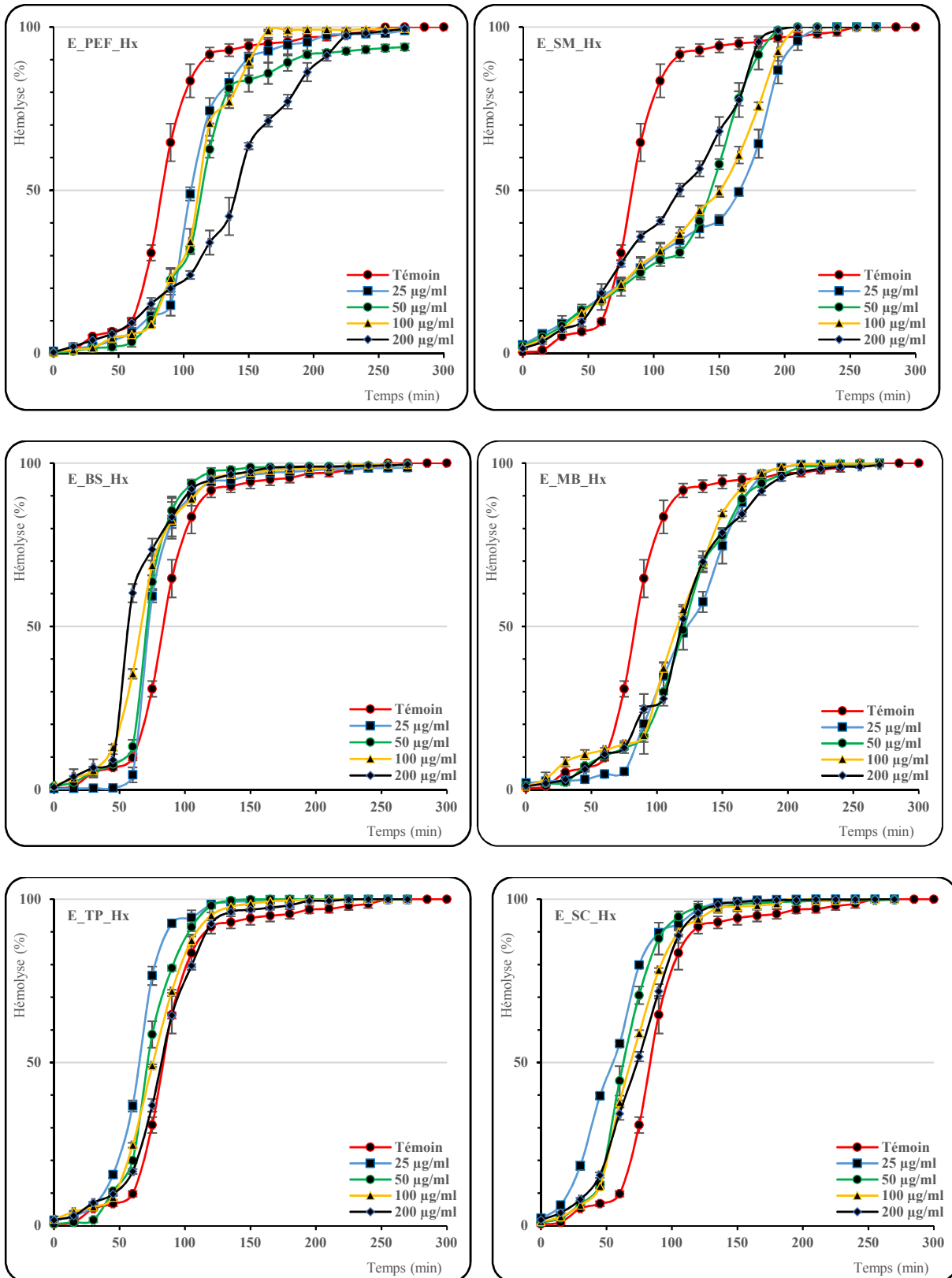


Figure 74 : Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par Hx (Moyenne \pm EM, n=3)

E_PEF Extrait de *P. eryngii* var *ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterrneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*. ; Hx Hexane.

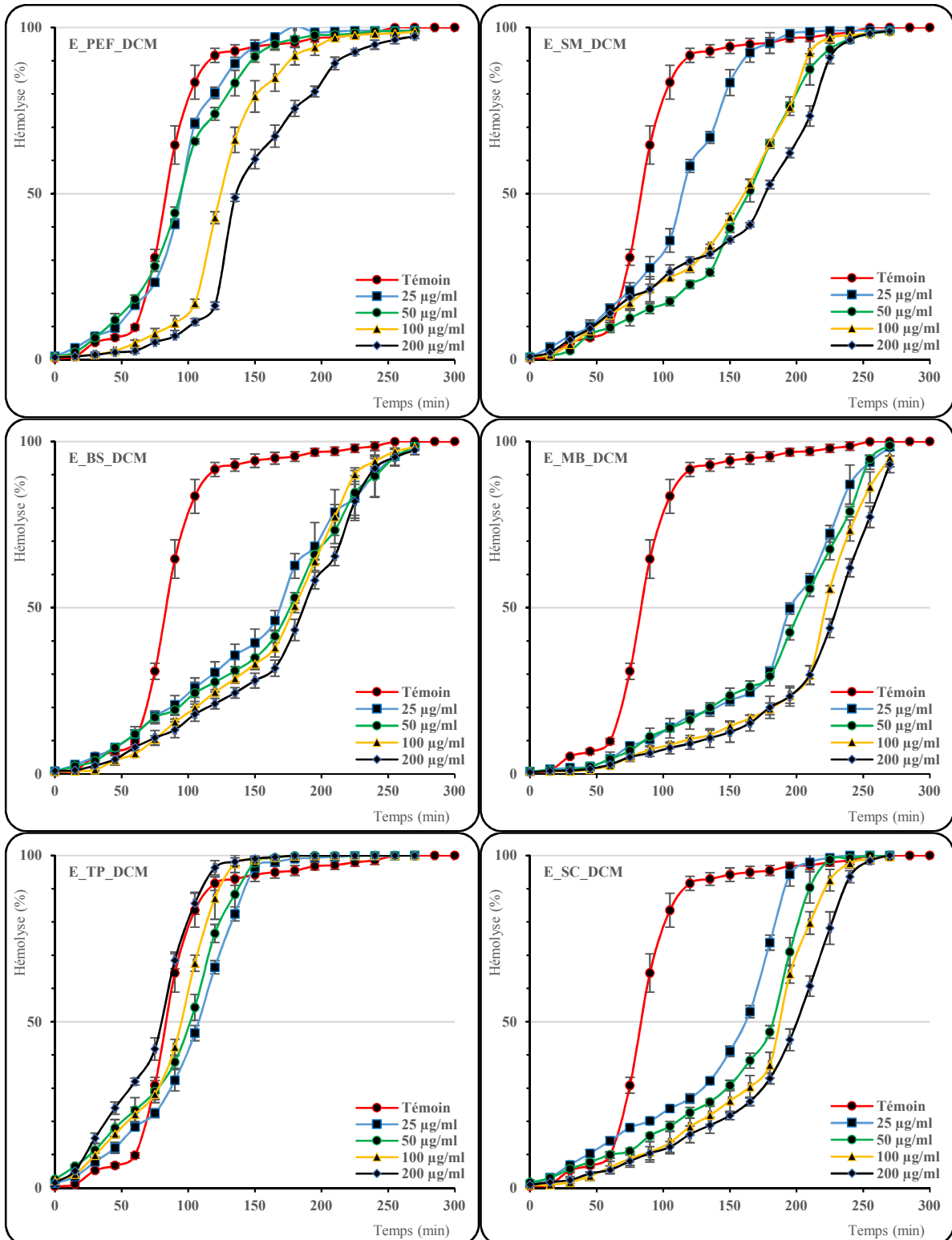


Figure 75 : Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par DCM (Moyenne \pm EM, n=3)

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; **E_SM** Extrait de *S.mediterrneensis*; **E_BS** Extrait de *B. satans*; **E_MB** Extrait de *M.broomeanus*; **E_TP** Extrait de *T. pseudonictans*; **E_SC** Extrait de *S. collinitus*; **E_TC** Extrait de *T. claveryi*. **DCM** Dichlorométhane.

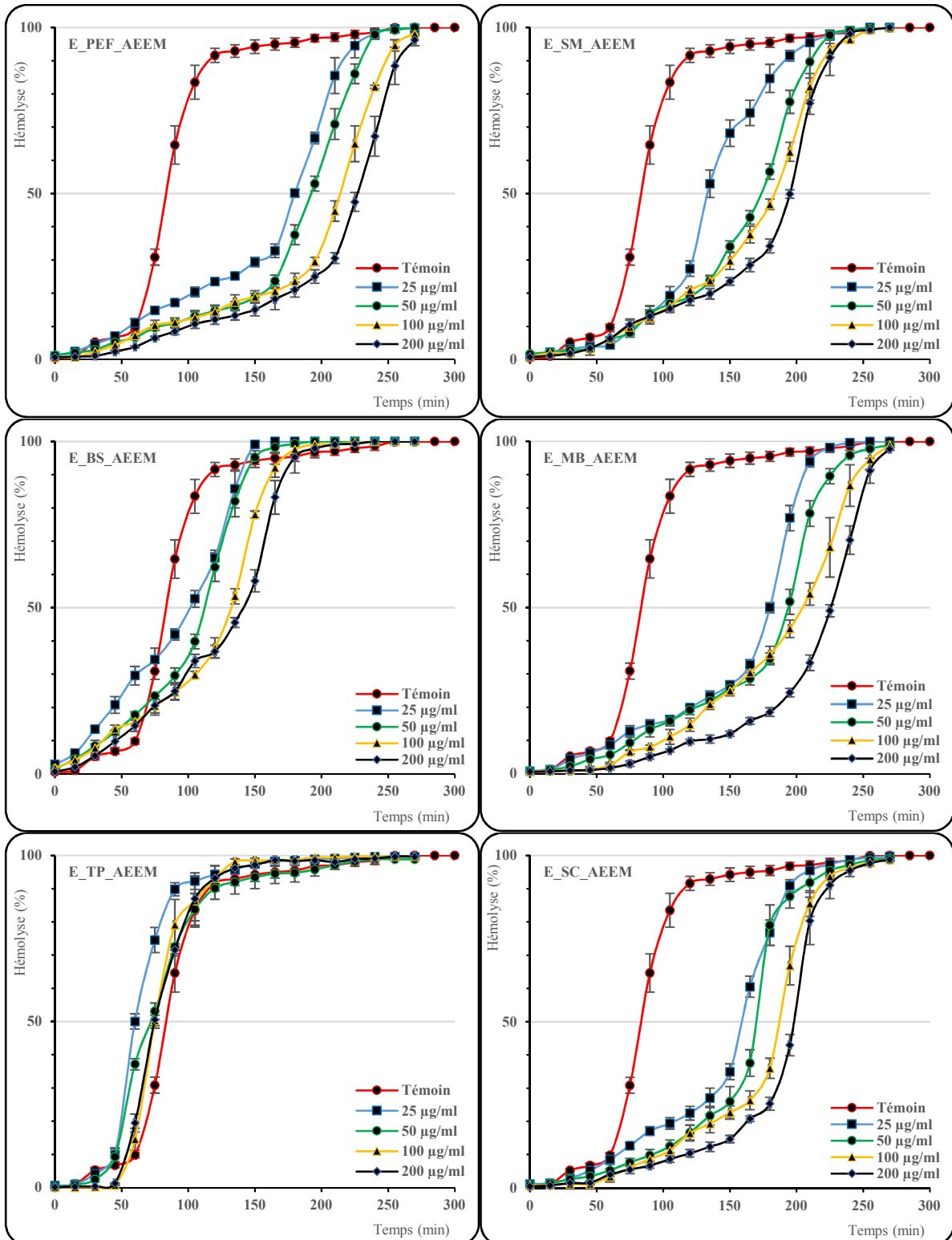


Figure 76 : Courbes de cinétique de l'hémolyse érythrocytaire induite par l'AAPH en l'absence (Témoin) et en présence de différentes concentrations d'extraits obtenus par AEEM (Moyenne \pm EM, n=3)

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterrneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictians*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)).

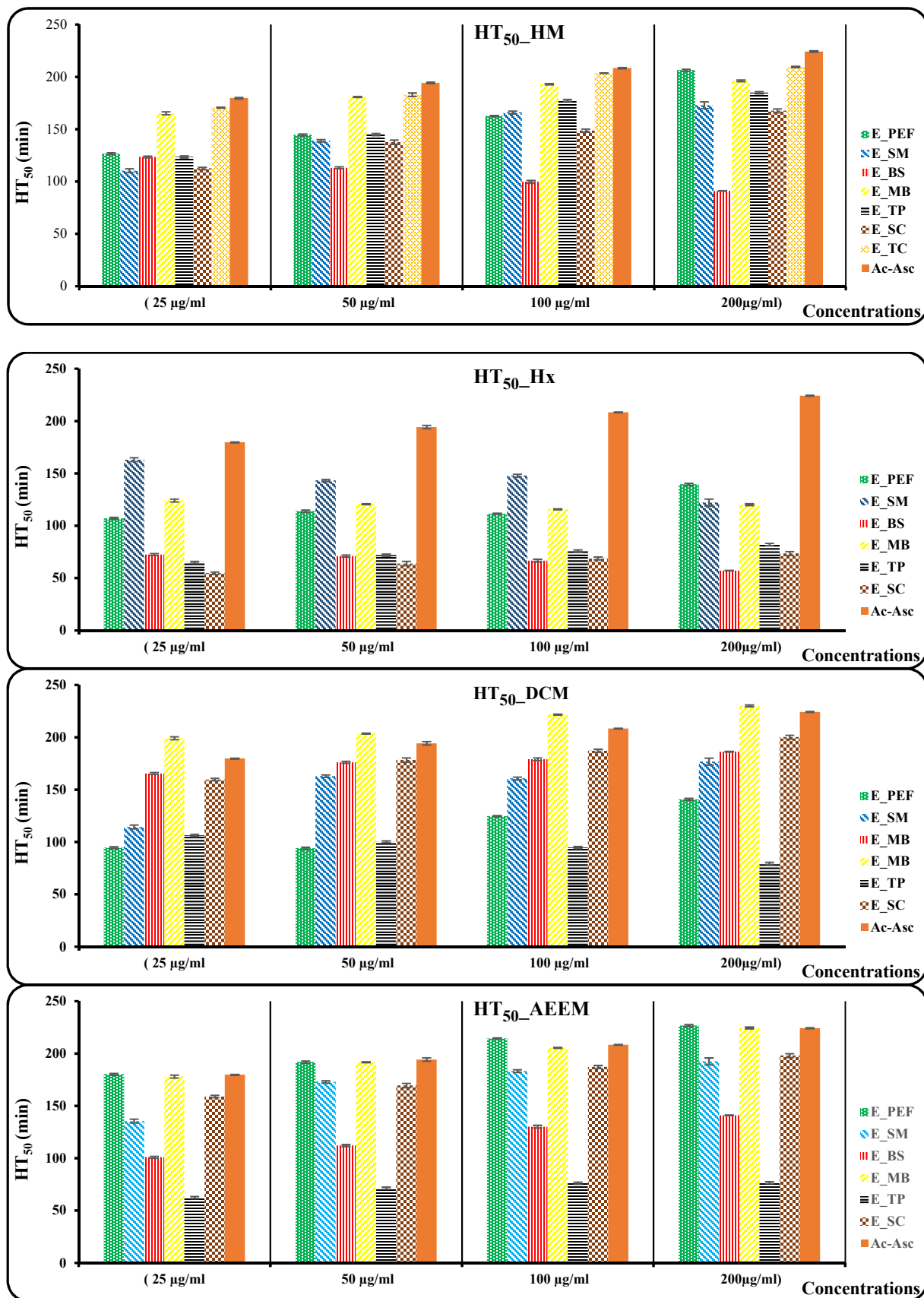


Figure 77 : Histogramme (HT₅₀) des temps de demi-hémolyse en minutes des différentes concentrations des extraits HM, Hx, DCM et AEEM

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterrneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)).

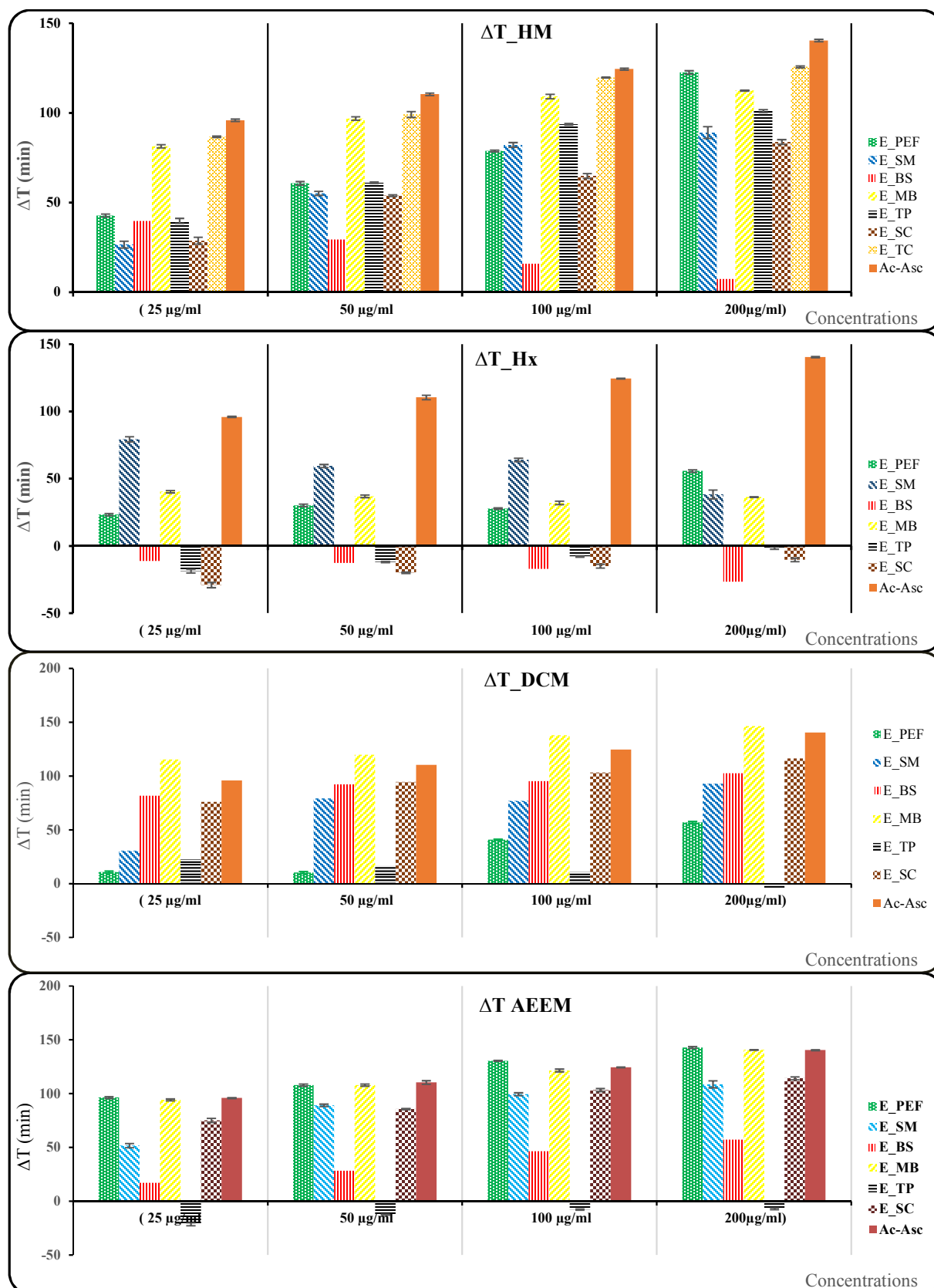


Figure 78 : Histogramme ΔT (temps d'hémolyse différé en min) des différentes concentrations des extraits HM, Hx, DCM et AEEM

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterrneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. claveryi*. AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)).

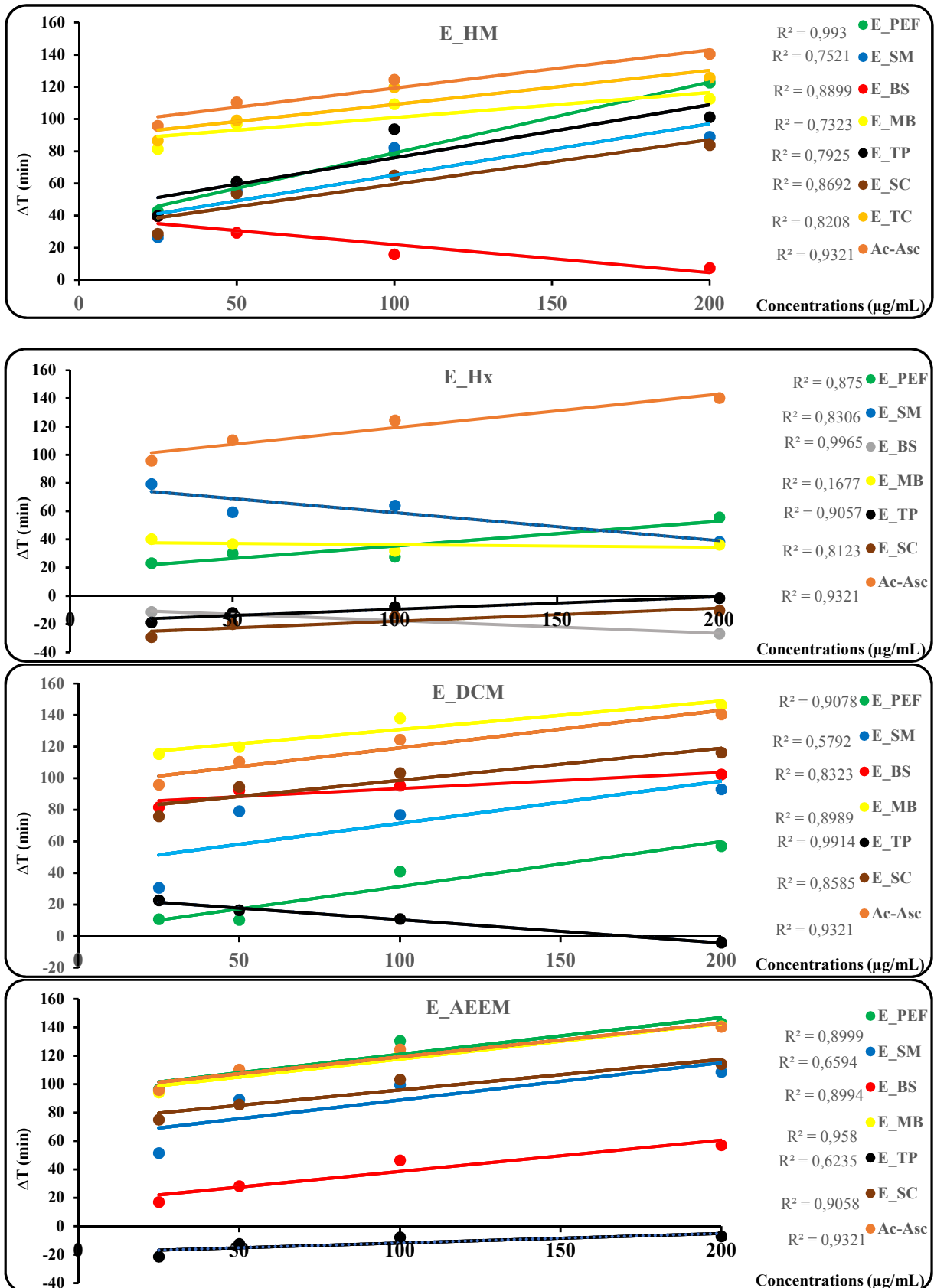


Figure 79 : Corrélation linéaire examinée entre les valeurs Δt (temps d'hémolyse différé) et les différentes concentrations des extraits de champignons testés.

E_PEF Extrait de *P. eryngii var ferulae*; E_SM Extrait de *S.mediterraneensis*; E_BS Extrait de *B. satans*; E_MB Extrait de *M.broomeianus*; E_TP Extrait de *T. pseudonictitans*; E_SC Extrait de *S. collinitus*; E_TC Extrait de *T. clavaryi*. HM.hydrométhanolique préparé par Macération; Hx Hexane; DCM Dichlorométhane; AEEM (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)). Ac-Asc : Acide Ascorbique (molécule de référence)

Discussion générale

Les champignons médicinaux constituent une source particulièrement prometteuse dans le monde entier. De nos jours, les expériences sur les relations structure-activité des champignons et leur effet sur le schéma de nouveaux médicaments en ont fait l'une des initiatives les plus estimées et les plus importantes dans la pharmacologie (**Anusiya et al., 2021; Kour et al., 2022**).

Notre travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation de la fonge Algérienne d'intérêt thérapeutique. Après la réalisation d'un inventaire mycologique ayant abouti à la détermination de cinq (05) espèces nouvellement recensées à l'échelle nationale. L'objectif de la présente étude concerne sept champignons supérieurs de la région de Tlemcen afin de valoriser et d'exploiter leurs activités biologiques. Les espèces retenues pour la présente étude sont : *P. eryngii* var *ferulae*, *S. mediterraneensis*, *B. satans* (actuellement *R. satans*), *M. broomeianus*, *T. pseudonictitans*, *S. collinitus* et *T. claveryi*

Le choix de ces espèces est basé sur les exigences suivantes, tout d'abord la disponibilité de bons spécimens en quantité suffisante pour la conduite des expériences et la bonne identification des espèces. Nous avons également essayé de toucher toute la zone d'étude depuis la côte, l'intérieur jusqu'au sud de la Wilaya (El Aricha). Il est par ailleurs intéressant de prendre en compte les deux embranchements à la fois de basidiomycètes (à lamelles et à tubes) et d'ascomycètes, incluant les épigés (hors sol) ou les hypogés (poussant entièrement ou partiellement sous terre), y compris les bons comestibles et les non comestibles voire les carrément toxiques. Concernant *M. bromeanus* et *T. pseudonictitans*, à notre connaissance, aucun travail sur les activités biologiques de ces champignons n'est actuellement disponible dans la littérature.

L'extraction est l'étape principale pour la récupération et l'isolement des substances bioactives avant leur analyse. L'extraction par solvant est la méthode la plus utilisée. L'extraction des produits naturels se déroule selon les étapes suivantes : (1) le solvant pénètre dans la matrice solide ; (2) le soluté se dissout dans les solvants ; (3) le soluté est diffusé hors de la matrice solide ; (4) les solutés extraits sont collectés. Tout facteur améliorant la diffusivité et la solubilité facilitera l'extraction, pour cette raison, des solvants de différentes polarités sont indispensables pour permettre l'extraction de substances actives sur le plan biologique. En effets quelques composés sont beaucoup plus solubles dans des solvants polaires comme le méthanol, l'éthanol ou l'eau (**Singh et al., 2021**).

Alors que la dissolution de certains autres composés est optimale dans des solvants apolaires (**Singh et al., 2021**). Les extractions hydro-alcoolique permettent notamment de maximiser le rendement et de diversifier la nature des composés d'intérêt.

Le taux de rendement est étroitement influencée par plusieurs facteurs dont parmi nous citons la nature de l'espèce analysée, parfois même la partie employée pour l'extraction, les bonnes techniques de séchage et de stockage, la richesse en métabolites secondaires de chaque espèce, la taille des particules de l'échantillon, la température et la durée d'extraction, la polarité et la nature du solvant appliqué à l'extraction, le rapport solvant/solide, le procédé d'extraction, ainsi que la présence de substances interférentes(**Stalikas, 2007; Sagar et al., 2018; Zhang et al., 2018; Yusoff et al., 2022**).

Pour ce qui est de la macération, il s'agit d'une méthode d'extraction très simple qui présente l'inconvénient d'un temps d'extraction long. Elle pourrait être utilisée pour l'extraction de composants thermolabiles. La méthode d'extraction Soxhlet intègre les avantages de l'extraction à reflux et de la percolation, qui utilise le principe du reflux pour extraire en continu avec un solvant frais. Elle n'a été développée initialement que pour l'extraction des lipides. Le premier extracteur Soxhlet a été conçu par le scientifique allemand French Ritter von Soxhlet, largement utilisée comme technique classique d'extraction des composants bioactifs utiles. L'extraction au Soxhlet est une méthode d'extraction continue automatique à haut rendement qui nécessite moins de temps et de consommation de solvant que la macération ou la percolation. Un autre avantage, est sa commodité. La température élevée au cours du temps d'extraction augmente les possibilités de dégradation thermique, elle ne peut pas être utilisée pour l'extraction de produits naturels thermolabiles (**Azwanida, 2015 ; Jahromi, 2019; Alara et al., 2021**).

Dans notre étude, les extraits ont été obtenus en réalisant deux types de macération, à froid et à chaud en employant le dispositif de Soxhlet, la poudre de l'échantillon a été épuisée successivement par des solvants organiques ou un mélange à polarité croissante. Nous avons donc obtenu au total 4 extraits pour chaque espèce qui correspondent respectivement à : l'extrait hydro-méthanolique par macération à froid (**HM**), extrait d'hexane (**Hx**), extrait de dichlorométhane (**DCM**), extrait de mélange de solvants (**AEEM**) (Acétone (20%) + eau distillée (10%) + Ethyle Acétate (20%) + Méthanol (50%)) à l'exception de *T. claveryi* par manque de quantité suffisante de l'échantillon, nous nous sommes contentée de l'extrait (**HM**).

Les différents résultats recueillis démontrent que les extraits ayant le plus grand rendement sont ceux du mélange **AEEM** (exception faite de l'**E_AEEM_PEF** de *P. eryngii* var *ferulae* avec 04,07%) puis les extraits par macération (**HM**).

Nous avons enregistré le rendement le plus élevé pour l'extrait **E_AEEM_BS** de *B. satan* (24,46%), qui a été suivi par l'**E_AEEM_SC** de *S. collinitus* (21,33%). Le rendement le plus faible est celui de l'extrait de *P. eryngii* var *ferulae* préparé par hexane **E_Hx_PEF** (0,02%).

Le rendement d'**E_TC_HM** de *T. claveryi* est de 08,11%, ce qui est largement supérieur à celui obtenu par **Dahham et al., (2018)** et qui ont obtenu des rendements de l'ordre de 1,85% par macération au méthanol, 2,89% par macération aqueuse de 3,96% par macération. Un meilleur taux d'extraction, estimé à 13,11%, a été obtenu par **Neggaz et al., (2015)**. Selon **Yang et al., 2002** et **Taşkın et al., (2018)**, ce rendement est principalement dû au fait que ce champignon renferme des quantités élevées de sucres solubles et d'alcools de sucres. **Taşkın et al., 2018** ont rapporté que le pourcentage de l'extraction par macération (3,96 %) a été supérieur même à celui de l'extraction par ultrasons (2,57 %). Dans une étude réalisée par **Mau et al., (2002)**, le rendement de l'extrait méthanolique de trois champignons médicinaux *Coriolus versicolor*, *Ganoderma lucidum*, *Ganoderma tsugae* ont été respectivement de 9,16%, 5,61% et 3,97%. Les extraits d'acétate d'éthyle, de méthanol et aqueux chaud d'un champignon comestible *Pleurotus eous* obtenus par **Sudha et al., (2012)**, ont été respectivement de 01,13 %, 15,32 % et 41,56 %. En comparant les rendements des extraits au cyclohexane, dichlorométhane, méthanol et aqueux du huit champignons, **Smolskait et al., (2015)** ont remarqué que le taux le plus élevé a été enregistré en faveur de l'extrait méthanolique de *T. caligatum* avec un rendement de 36,69%. Les pourcentages d'extraction au cyclohexane, chloroforme, l'éthanol et aqueux sous sonication réalisés par **Morel et al., (2018)**, a révélé que les rendements ont été respectivement de 1,31% ; 1,62% ; 6,53% et 13,19% pour *R. satanas* et il a été remarqué que le taux le plus important a été enregistré pour l'extrait aqueux de *Ompalotus olearius* avec un rendement de 20,77%. De leurs côté **Stastny et al., (2022)**, ont remarqué que Le rendement de l'extrait méthanolique de cinq champignons médicinaux du genre *Pleurotus* variait de 28,4 à 32,9 %, soit beaucoup plus que celui des extraits obtenu à partir de chloroforme, qui variait de 2,5 à 4,5 %. Cette différence peut être due à la faible teneur en lipides et en composés non polaires des échantillons de champignons. Le méthanol possède un pouvoir d'extraction élevé pour un large spectre de composés polaires ou légèrement non polaires (**Alam et al., 2008**).

L'examen comparatif du rendement en fonction de la méthode d'extraction nous a permis de constater que les extraits obtenus par les solvants polaires donnent des ratios plus élevés en comparaison avec les extraits obtenus par des solvants apolaires, cela peut s'expliquer par le fait que l'hexane et le dichlorométhane sont des solvants organiques apolaire volatils utilisés beaucoup plus pour dégraisser les échantillons.

L'utilisation des solvants d'extraction à polarité croissante permet de séparer les composés de l'échantillon de chaque champignon selon leur degré de solubilité dans ces solvants. Le rendement est relatif à la technique d'extraction ainsi les conditions dans lesquelles a été déroulée. Aussi nous pouvons constater que nos résultats sont presque semblables aux autres études.

Le screening myco-chimique des extraits concentrés de chaque espèce étudiée est réalisé par des réactions qualitatives en utilisant des méthodes conventionnelles largement acceptées, le criblage myco-chimique est indispensable pour assurer le bon choix de dosage de ses composés bioactifs (**Gibbs, 1974; Trease & Evans, 1987; Bruneton, 1999**). Les résultats des tests, met en évidence une richesse très intéressantes en métabolites secondaires qui possèdent des activités biologiques précieuses. Ce type de tests ne renseigne pas sur la structure bien déterminée d'une molécule, mais il met en évidence juste la famille chimique qu'est composé des différentes molécules.

La consultation des résultats de screening myco-chimique indique que la macération hydro-méthanolique (**HM**) et le mélange (**AEEM**) révèlent la plus grande richesse en métabolites secondaires. Cette richesse peut être liée à l'espèce, à la période de récolte, à la composition du sol ainsi qu'aux facteurs climatiques. Ces conditions peuvent influencer et stimuler la biosynthèse de ces métabolites tout au long du développement du champignon (**Singh et al., 2021**).

Les alcaloïdes sont précités dans le traitement de nombreuses pathologies, et plusieurs études ont prouvé une multitude de propriétés pharmacologiques liées à ces substances. Les composés phénoliques sont réputés pour avoir de multiples vertus médicinales, la disponibilité des flavonoïdes représentent une indication majeure d'un potentiel anti-inflammatoire et anti-allergique, aussi reconnus par d'autres activités comme antioxydante, antidiarrhéique, antispasmodique, antimicrobienne et antitumoraux.

Plusieurs auteurs ont constaté que les tannins ont l'aptitude de complexer les protéines ce qui leurs confèrent des capacités antidiarrhéiques et antifongique, aussi ils ont des propriétés antiseptiques ce qui leurs permettent de lutter contre les infections. D'un autre côté, les coumarines sont connues par leurs effets analgésiques, antipyrétique et sédative. De plus, les saponines possèdent des propriétés antioœdémateux et antiinflammatoire. De leurs côtés, les quinones fongiques peuvent être utilisées pour une variété d'applications, telles que les produits pharmaceutiques, les colorants alimentaires, les teintures textiles (**Morales-gonzalez, 2013; . Christiansen et al., 2022**)

Des alcaloïdes et des terpénoïdes de *Ganoderma lucidum* ont été détectés dans tous les extraits quel que soit méthanolique ; éthanolique ; d'acétate d'éthyle ; de n-Hexane et aqueux tandis que les saponines ont été détectées uniquement dans les extraits méthanolique et éthanolique. De même, les extraits de *G. lucidum* préparés dans le méthanol et dans l'eau contenaient des tanins, en revanche les glycosides ont été présents dans tous les extraits sauf dans l'extrait d'acétate d'éthyle. En général, il a été établi que les fractions méthanoliques et aqueuses du *G. lucidum* sauvage sont riches en substances phytochimiques (**Sharif et al., 2017**). Dans une étude réalisée par **Melappa et al., (2015)** il a été constaté que les alcaloïdes, les stéroïdes, les phénols et les tanins ont été détectés en plus grande proportion dans l'extrait méthanolique par rapport à l'extrait hexanique de *Trametes ochracea*. Les saponines, les flavonoïdes ont été présents dans l'extrait méthanolique tandis qu'ils ont été absents dans l'extrait d'hexane.

Compte tenu des résultats du criblage myco-chimique, qui a révélé divers groupes chimiques, nos objectifs ont été d'effectuer des études quantitatives des sucres, des composés phénoliques et terpéniques, qui se sont avérés être très abondants.

Les résultats de dosage des sucres montre qu'il existe une différence considérable entre les teneurs des extraits d'hexane et du mélange de solvants (**AEEM**) par rapport aux extraits d'hexane et de dichlorométhane. Les teneurs les plus faibles sont enregistrées pour les extraits issus d'hexane et de dichlorométhane. Nous pouvons remarquer que l'extrait hydrométhanolique de *M. broomeianus* possède la plus haute teneur en sucres totaux et réducteurs avec des taux de $494,70 \pm 7,95$ et $406,46 \pm 16,80$ µg EG/mg Ext-S respectivement.

Les glucides des champignons dont les plus importants sont les glucanes, les hétéro-glycanes ou les complexes protéiques polysaccharidiques sont connus par leurs propriétés immunostimulantes et antitumorales capable de combattre les cancers et de nombreuses autres maladies immunodéficientes. Les β -D glucanes, la classe la plus intéressante et utile pour rétablir le système immunitaire. Certains produits pharmaceutiques disponibles dans le commerce, comme le schizophyllan, le lentinan et le grifolan dérivés de polysaccharides de champignons, ont démontré une efficacité clinique potentielle (**Maity et al., 2021**). De son côté, **Yang et al., 2013** affirment que les polysaccharides isolés des fructifications de *Pleurotus eryngii* présentent une activité antitumorale. Ses polysaccharides contiennent du mannose, du galactose et de l'arabinose qui assure une augmentation de manière significative la multiplication relative des lymphocytes du thymus et de la rate, induite par une activité élevée des cellules tueuses naturelles (cellules NK) et des lymphocytes T cytotoxiques (CTL) dans la rate, et augmentent les concentrations sériques de TNF- α et d'IL-2 chez les souris porteuses d'un cancer du rein.

Selon deux études réalisées par **Heleno et al., 2009** et **Reis et al., (2014)** il apparaît que les principaux sucres identifiés dans les fructifications des espèces *P. eryngii* et *S. mediterraneensis* sont le mannitol et le tréhalose et ils ont trouvé des taux de sucres totaux respectivement de $15,63 \pm 0,31$ et $8,10 \pm 1,11$ g/100g MS et ils ont trouvé que le taux des sucres réducteurs du *S. mediterraneensis* était de $3,27 \pm 0,43$ g/100g MS.

Selon **Obied et al., 2007**, la quantification et l'identification des polyphénols est considérée comme la première étape nécessaire à l'évaluation du pouvoir antioxydant. Les composés phénoliques peuvent contribuer directement à l'action antioxydante, en raison de leur capacité de piégeage due à leurs groupes hydroxyle. Ils jouent un rôle important dans la stabilisation de la peroxydation lipidique liée à leur capacité à décomposer et à chélater le fer ferrique, qui est le catalyseur de la peroxydation lipidique. Le potentiel réducteur a été investigué en implication des extraits, par la conversion du (Fe^{3+}) fer ferrique en (Fe^{2+}) fer ferreux, car le fer ferrique intervient dans la réaction de Fenton, qui génère le radical hydroxyle (**Gazzani et al., 1998; Kanoh et al., 2000; Kumaran & Joel Karunakaran, 2007**).

Les recherches existantes montrent un effet concluant des polyphénols sur certains aspects de la santé (**Kroon & Williamson, 2005**).

Plusieurs types de composés phénoliques observés dans les extraits d'espèces de champignons ont été examinés, ainsi que de différentes études ont démontré la présence de flavonoïdes dans de nombreux extraits d'espèces de champignons (**Abdelshafy et al., 2022**). Les tanins sont les composés phénoliques qui se combinent aux protéines et les précipitent dans des solutions aqueuses. De plus, les tanins sont capables de se lier à certains types d'acides aminés, d'alcaloïdes, d'acides nucléiques et de polysaccharides (**Okuda & Ito, 2011; Abdelshafy et al., 2022**).

Dans leurs étude, **Gil-Ramírez et al., 2016** affirme que les champignons comestibles ne peuvent pas synthétiser les flavonoïdes parce qu'ils manquent des enzymes clés impliquées dans leur voie métabolique. Ces résultats indiquent que les champignons peuvent générer des composés phénoliques grâce à leur PAL (phénylalanine ammonia-lyase) mais ne peuvent pas les transformer en flavonoïdes car ils manquent des enzymes nécessaires. Cette étude a été controversée et contredite par **Mohanta, 2020**, qui affirme que l'ensemble des séquences génomiques du règne fongique montre la présence de toutes les séquences génétiques/protéiques associées à la biosynthèse des flavonoïdes. Cela prouve que les champignons contiennent également des enzymes associées à la biosynthèse des flavonoïdes. Par conséquent, il est inexact de déclarer que les champignons ne contiennent pas d'enzymes associées à la biosynthèse des flavonoïdes. Il nous paraît donc intéressant d'étudier leur contenu en composés phénolique.

Des niveaux très importants en polyphénols totaux ont été détectés pour l'**E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae* et l'**E_MB_AEEM** de *M. broomeianus*, de l'ordre de $111,10 \pm 4,97$ et $106,59 \pm 1,96$ $\mu\text{g EAG/mg Ext-S}$ respectivement. Nous avons constaté aussi que *M. broomeianus* est très riche en flavonoïdes dans les deux extraits préparés soit par macération hydrométhanolique ou par le mélange de solvants (**AEEM**) respectivement de l'ordre de $16,80 \pm 0,72$ et $16,44 \pm 0,43$ $\mu\text{g EC/mg Ext-S}$. Les extraits **E_MB_AEEM** et **E_MB_HM** de *M. broomeianus* ont fait apparaître aussi les plus fortes proportions de tanins condensés et de flavonols respectivement dans l'ordre suivant $59,17 \pm 4,38$ $\mu\text{g EC/mg Ext-S}$; $9,85 \pm 0,32$ $\mu\text{g EQ/mg Ext-S}$. De ce fait, nous pouvons dire que l'espèce *M. broomeianus* se caractérise par un contenu en composés phénoliques très intéressant,

D'autre part, des teneurs plus réduits en polyphénols totaux, en flavonoïdes, en tanins condensés et en flavonols ont été notés pour les extraits préparés à partir d'hexane et de dichlorométhane.

Yildirim et al., 2012 et **Barros et al., 2008** ont rapporté que les extraits méthanolique des fructifications de *Pleurotus eryngii* contiennent de l'acide gallique, de l'acide protocatéchique, de la naringine, du kaempférol, de la rutine, du resvératrol et de la catéchine. **Heleno et al., 2010** ont indiqué que les extraits des fructifications de *S. collinitus* et de *S. mediterraneensis* contenaient des tocophérols et des composés phénoliques.

Une étude portée sur cinq espèces de champignons, y compris *A. bisporus*, *P. florida*, *P. sajor-caju*, *P. ostreatus*, *L. edodes* ont été testées pour leur contenu phénolique total, les résultats ont été respectivement $84,30 \pm 2,74$; $66,47 \pm 2,23$; $62,41 \pm 1,85$; $63,55 \pm 2,57$; $67,37 \pm 1,58$ $\mu\text{g EAG/g}$ extrait. Par ailleurs, les flavonoïdes totaux ont été respectivement de $19,36 \pm 2,35$; $24,52 \pm 2,35$; $30,97 \pm 1,57$; $23,20 \pm 2,17$; $27,59 \pm 2,00$ $\mu\text{g EC/g}$ extrait (**Moumita & Das, 2022**). L'étude réalisé par **Singh et al., (2021)** a révélé des teneurs en polyphénols totaux de l'extrait méthanolique de chaque espèce de *Ganoderma* spp (*G. applanatum*, *G. brownii*, *G. lucidum*, *G. philippii*) de l'ordre respectif de $54,2 \pm 2,21$; $46,3 \pm 1,95$; $68,8 \pm 4,15$; $38,4 \pm 1,44$ mg d'équivalents catéchol/g. Les flavonoïdes totaux ont été respectivement de $31,3 \pm 2,03$; $26,3 \pm 1,87$; $47,7 \pm 3,48$; $17,3 \pm 1,45$ mg d'équivalents de rutine/g.

De leurs côtés, **Gao et al., (2020)** ont affirmé que le contenu phénolique total de la fraction d'acétate d'éthyle de *I. obliquus* a été de $61,36 \pm 0,15$ mg EAG / g MS. D'un autre côté, **Garrab et al., (2019)** ont testé l'extrait d'acétate d'éthyle de *A. silvaticus* qui a montré une quantité de flavonoïdes allant à $47,06 \pm 2,4$ mg EC/g, tandis que l'extrait méthanolique de *H. rufescens* présentait une teneur en polyphénols de l'ordre de $32,54 \pm 1,9$ mg EC/g.

Les taux de TPC et de TFC dans les extraits méthanoliques de *C. cibarius*, *L. deliciosus* et *L. pyrogalus* ont été respectivement de l'ordre de ($2,34 \pm 0,03$; $5,34 \pm 0,55$; $2,27 \pm 1,02$ mg EAG/g) et ($17,54 \pm 1,45$; $5,02 \pm 0,75$; $8,20 \pm 0,09$ mg EAG /g) (**Ayvaz et al., 2019**).

Les résultats obtenus par **Bains & Tripathi, 2017** ont révélé que *Pleurotus floridanus* a présenté des teneurs en phénol total, en flavonoïdes, en caroténoïdes et en acide ascorbique les plus importantes : ($61,13 \pm 2,3$ mg/g, $15,2 \pm 1,13$ mg/g, $12,42 \pm 0,42$ $\mu\text{g/g}$, $17,36 \pm 0,40$ $\mu\text{g/g}$ et $14,55 \pm 0,58$ mg/g respectivement). Une étude de **Sharif et al., (2017)** établi sur *Ganoderma lucidum* a révélé la présence de flavonoïdes ($217,51 \pm 0,30$ mg/g), d'acide ascorbique ($116 \pm 7,32$ mg/g), de composés phénoliques ($360,72 \pm 34,07$ mg/g), de β -carotènes ($0,42 \pm 0,04$ mg/g MS) et de lycopène ($0,05 \pm 0,00$ mg/g MS).

Islam et al., (2016) ont procédé à une étude sur l'extrait acétone/eau/acide acétique (70:29,5:0,5) de 43 champignons et ils ont constaté que *Umbilicaria esculenta* avait le contenu phénolique total le plus élevé (26,21 GAE/g) et la teneur en flavonoïdes la plus élevée a été enregistrée pour *Chroogomphis rutillus* (5,90 mg EAC/g). Dans étude réalisée par **Boonsong et al., (2016)**, les résultats des composés phénoliques totaux des extraits (aqueux, éthanol à 50% (v/v), éther diéthylique) de cinq champignons (*Lentinus edodes*, *Volvarella volvacea*, *Pleurotus eous*, *Pleurotus sajor-caju*, *Auricularia auricula*) varient de $1,99 \pm 1,08$ à $36,19 \pm 0,59$ mg EAG /g MS et la plus haute teneur a été enregistrée pour l'extrait aqueux de *L. edodes*. Ils ont constaté aussi que la teneur totale en flavonoïdes varie de $0,24 \pm 0,13$ à $9,05 \pm 0,89$ mg EQ/g MS, la plus forte concentration est obtenue avec l'extrait éthanolique à 50% (v/v) de *V. volvacea*.

Dans une étude réalisée par **Smolskait et al., 2015** sur huit espèces, dont deux du genre *Tricholoma* (*T. caligatum* et *T. columbetta*), les teneurs totaux en polyphénols des extraits dichlorométhane, méthanol et aqueux de ces champignons ont été de $3,87 \pm 0,01$; $4,76 \pm 0,60$; $5,89 \pm 0,24$ mg EAG/g MS respectivement pour *T. caligatum* et $4,74 \pm 0,06$; $6,60 \pm 3,50$; $5,18 \pm 0,28$ mg GAE/g MS pour *T. columbetta*, la teneur la plus élevée dans cette étude été pour l'extrait aqueux de *I. hispidus* avec des teneurs de $41,27 \pm 0,86$ mg EAG/g MS. Par ailleurs **Sudha et al., 2012** ont déterminé la teneur totale en composés phénoliques de trois extraits à savoir acétate d'éthyle, méthanol et aqueux chaud du champignon *P. eous* et ils ont obtenu des résultats respectifs de $7,00 \pm 0,22$; $7,17 \pm 0,22$; $8,77 \pm 0,22$ mg EAG/g. La teneur totale en flavonoïdes variait de 6,38 à 7,79 mg CAE/g d'extrait, l'extrait le plus remarquable est l'extrait méthanolique a révélé la teneur la plus élevée.

Toutefois, une étude réalisée par **Robaszkiewicz et al., (2010)** sur treize espèces de champignons polonais fréquemment consommées a permis de déterminer la concentration en polyphénols et en flavonoïdes dans les extraits aqueux et méthanolique. Ces auteurs ont constaté que la teneur en composés phénoliques totaux différait de manière significative entre les espèces étudiées et se trouvait dans une gamme allant de $0,02 \pm 0,02$ à $13,01 \pm 1,48$ µg/mg MS, la teneur élevée a été relevée dans l'extrait aqueux de *Boletus edulis*, tandis que la teneur totale la plus élevée en flavonoïdes a été trouvée dans l'extrait aqueux de *Xerocomus badius* de l'ordre de 7.74 ± 0.23 µg/mg MS.

Les concentrations en phénols totaux de trois espèces de champignons portugais, *Leucopaxillus giganteus*, *Sarcodon imbricatus* et *Agaricus arvensis*, ont été respectivement de 6.29 ± 0.20 3.76 ± 0.11 2.83 ± 0.09 mg/g (Barros et al., 2007).

Dans leurs étude Barros, Cruz, et al., (2008) ont constaté que la teneur en polyphénols et en flavonoïdes totaux des extraits méthanolique des champignons sauvages et commerciaux *Agaricus bisporus*, *Agaricus silvaticus*, *Agaricus silvicola*, *Boletus edulis*, *Calocybe gambosa*, *Cantharellus cibarius*, *Craterellus cornucopioides*, *Marasmius oreades* a été comprise entre $0,88 \pm 0,09$ à $8,94 \pm 0,44$ mg EAG/g d'extrait pour *A. silvaticus* et de $0,67 \pm 0,11$ à $3,40 \pm 0,01$ mg EC/g d'extrait pour *A. silvaticus*.

Une autre étude réalisée par Mau et al., (2002) conduite sur trois champignons médicinaux *C. versicolor*, *G. lucidum*, *G. tsugae*, les teneurs en polyphénols totaux ont été respectivement de $23,28 \pm 0,90$; $47,25 \pm 0,20$; $51,28 \pm 0,51$ mg/g.

De multiples études ont observé la présence de tanins dans des espèces de champignons telles que l'extrait d'acétate d'éthyle des *Hydnum rufescens*, *Meripilus giganteus*, *Agaricus silvaticus*, dont la teneur totale en tanins a été respectivement de $55,68 \pm 2,2$; $98,2 \pm 4,8$; $52 \pm 2,3$ mg EAC/g MS (Garrab et al., 2019).

Yıldız et al., 2017 ont indiqué que, les tanins totaux des extraits des espèces *Pleurotus citrinopileatus* et *P. ostreatus* ont été de $3,674 \pm 0,009$ et $3,691 \pm 0,011$ mg EC/g MS. Dans l'étude réalisée par Pavithra et al., (2016), L'espèce *Astraeus hygrometricus* a révélé une teneur en tanins de l'ordre de $6,20$ mg EAT/g MS. Dans une autre étude menée par Akindahunsi & Oyetayo (2006), *Pleurotus tuber-regium* a enregistré une teneur totale en tanins de l'ordre de 310 mg EC/g MS.

Les saponines ont été uniquement constatées dans les extraits hydrométhanoliques (HM) et dans les extraits de mélange de solvants (AEEM), par contre, aucun résultat quantifiable n'a été obtenu dans les extraits issus d'hexane (Hx) ou de dichlorométhane (DCM). L'extrait E_BS_HM de *B. satans* a rapporté la teneur la plus élevée en saponines ($11,67 \pm 2,78$ µg ED/mg Ext-S). L'E_SC_HM de *S. collinitus* et l'E_TP_AEEM de *T. pseudonictitans* ont également montré des taux importants en saponines de l'ordre de $10,00 \pm 1,67$ et $10,83 \pm 2,78$ µg ED/mg Ext-S respectivement.

Les deux plus hautes valeurs en triterpénoïdes totaux ont été détectées dans les deux extraits de *S. collinitus*, **E_SC_DCM** et **E_SC_Hx** (10.92 ± 0.33 et 9.30 ± 0.30 μg EAU/mg Ext-S, respectivement).

Les teneurs totales en saponine des basidiocarpes en poudre des espèces de *Ganoderma* spp (*G. applanatum*, *G. brownii*, *G. lucidum*, *G. philippii*) étudié par **Singh et al. (2021)** ont été respectivement de $2,37 \pm 0,04$; $1,75 \pm 0,05$; $3,82 \pm 0,04$ et $2,12 \pm 0,02$ ED mg/g. Le constat fait par ces auteurs est que *G. lucidum* a présenté la teneur en saponine la plus élevée parmi ces espèces étudiées. Différentes souches de *P. ostreatus* ont été évaluées pour leur composition en stérols, et il a été constaté que dans tous les échantillons de champignons analysés, l'ergostérol dominait (**Cateni et al., 2022**). A partir de *Pleurotus eryngii* ont été isolés et identifiés l'ergostérol, les strophastérols E et F, le bisabolane, l'éryngiolide (**Kikuchi et al., 2019**). La teneur en ergostérol enregistrée dans *P. eryngii* a été de 20 mg/100 g MS dans l'étude réalisée par **Souilem et al., (2017)**. De leurs côtés, **Wang et al., 2013** ont identifié de nouveaux et rares sesquiterpènes (perhydrobenzannulés 5,5-spiroketal), nommés pleurospiroketals A-E au niveau du champignon comestible *P. cornucopiae*.

Pour ce qui est des triterpénoïdes totaux de nos champignons, la teneur la plus élevée a été détecté dans *S. collinitus* à partir de l'extrait **E_SC_DCM** à raison de $10,92 \pm 0,33$ μg EAU/mg Ext-S suivi par l'extrait **E_SC_Hx** à raison de $9,30 \pm 0,30$ μg EAU/mg Ext-S.

Le β -carotène et le lycopène sont des caroténoïdes et qui sont des pigments naturels présents dans les aliments (tels que les légumes, les fruits et les champignons) mais qui ne sont pas synthétisés par les animaux. Le β -carotène est le précurseur de la synthèse de la vitamine A. Le lycopène est un isomère acyclique du β -carotène (**Sánchez, 2017**).

Dans notre étude, les concentrations de β -carotène ont été bien supérieures à celles du lycopène dans tous les champignons étudiés. Nous avons constaté que L'**E_PEF_Hx** de *P. eryngii* var *ferulae* et l'**E_SM_Hx** de *S. mediterraneensis* donnent d'excellents résultats avec des valeurs de l'ordre de $0,493 \pm 0,003$ et $0,450 \pm 0,004$ μg C/mg Ext-S respectivement pour le β -carotène et $0,296 \pm 0,001$ et $0,303 \pm 0,002$ μg C/mg Ext-S respectivement pour le lycopène. Les extraits **E_MB_DCM** et **E_TC_HM** des deux espèces comestibles *M. broomeianus* et *T. claveryi* ont montés des valeurs importantes allant jusqu'à $0,315 \pm 0,003$ et $0,246 \pm 0,001$ μg C/mg Ext-S respectivement pour le β -carotène et $0,215 \pm 0,001$ et $0,260$ μg C/mg Ext-S respectivement pour le lycopène.

Hussein et al., (2015) ont signalé que la teneur de β -carotène et de lycopène (48.15 ± 1.04 et 18.32 ± 1.03 mg/100g respectivement) détectée dans *Lentinus squarrolosus* ont été abondante comparée à la concentration rapportée dans certains légumes. *L. squarrosulus* est un champignon comestible communément trouvé à l'état sauvage en Malaisie et n'a pas encore été cultivé à grande échelle. Il est utilisé en ethnomédecine pour le traitement des ulcères, de l'anémie, de la toux et de la fièvre (**Ugbogu et al., 2019**). D'après **Barros, Cruz, et al., (2008)**, les niveaux de β -carotène et de lycopène sont comprises entre $1,99 \pm 0,14$ et $13,56 \pm 0,51$ μg caroténoïdes/g d'extrait pour *C. cibarius* et entre $0,54 \pm 0,08$ et $5,13 \pm 0,14$ μg caroténoïdes/g d'extrait pour *C. cornucopioides*. Une autre étude menée par **Barros, Falcão, et al., (2008)** sur cinq espèces de champignons, dont *A. bisporus*, *A. arvensis*, *A. romagnesii*, *A. silvaticus*, *A. silvicola* et qui ont été testées pour leur teneurs en β -carotène et lycopène, les résultats obtenus ont été respectivement de l'ordre de $1,32 \pm 0,03$ à $8,52 \pm 0,38$ $\mu\text{g/g}$ et de $0,38 \pm 0,02$ à $4,70 \pm 0,25$ $\mu\text{g/g}$, le constat effectué à travers cette étude est que la plus forte teneur a été enregistrée pour *A. arvensis*.

La teneur en β -carotène et en lycopène a considérablement différencié entre les treize espèces de champignons polonais comestibles analysées par **Robaszkiewicz et al., (2010)**, car ils ont constaté que la teneur la plus élevée en β -carotène a été en faveur de l'extrait méthanolique du chapeau de *Tricholoma equestre* ($18,649 \pm 0,024$ $\mu\text{g/g}$ MS). De son côté, la teneur en lycopène a été nettement inférieure par rapport à la concentration en β -carotène car la teneur la plus élevée en lycopène a été détectée dans l'extrait méthanolique de *S. bovinus* ($15,388 \pm 0,998$ $\mu\text{g/g}$ MS).

Dans une autre étude, les concentrations en β -carotène et en lycopène de trois espèces de champignons portugais (*Leucopaxillus giganteus*, *Sarcodon imbricatus* et *Agaricus arvensis*) ont été très faibles avec des taux respectifs de 1.88 ± 0.090 ; 2.53 ± 0.11 ; 2.97 ± 0.12 $\mu\text{g/g}$ pour le β -carotène et de 0.69 ± 0.034 ; 1.3 ± 0.070 ; 1.0 ± 0.049 $\mu\text{g/g}$ pour lycopène (**Barros et al., 2007**).

La chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (CG-SM) est une puissante technique analytique qui réunit la capacité de séparation de la chromatographie gazeuse et la capacité de détection et d'identification de la spectrométrie de masse. Tous d'abord les composés séparés par chromatographie en phase gazeuse, sont transférés par le biais d'un gaz porteur appelé phase mobile, au spectromètre de masse où ils seront ionisés et analysés.

Dans la présente étude, une variété de composés en proportions variables a été détectée dans les différents extraits.

Le ((2,3-Diphenylcyclopropyl) methyl phenyl sulfoxide, trans-) est un acide carboxylique composé du groupe sulfoxyde avec une structure cyclopropane, il peut avoir un effet bénéfique dans la guérison des éruptions cutanées et des ecchymoses (**Ogunlesi et al., 2010; Sowmiya et al., 2021**).

les composés sulfurés ont attiré un grand intérêt en raison de leurs applications biologiques tel que antiathérogènes, immunostimulantes, anticancérigènes et antibactériennes (**Cerella et al., 2011; Pistollato et al., 2015**). Ce composé a été le plus abondant identifié dans l'extrait méthanolique de *Schizophyllum commune* par analyse GC-MS (**Teoh et al., 2012**)

Les dérivés du cyclopropane sont connus pour être biologiquement actifs, ils sont omniprésents dans la nature, candidats potentiels pour de nouveaux médicaments pharmaceutiques (**Ajay Kumar, 2013; Shu et al., 2018**).

Cycloheptasiloxane, tetradecamethyl- est considéré comme un agent antiagglomérant et un agent de conditionnement de la peau (qui aide la peau à paraître et à se sentir plus lisse, immédiatement et au fil du temps) ainsi que comme un agent parfumant. Identifié dans un champignon charnu sauvage, *Irpex Lacteus*. (**Chaudhary & Tripathy, 2015**) . Il a également été signalé dans un *Nigrospora sphaerica* endophyte isolé de *Parthenium hysterophorus*.(**Prasher & Dhanda, 2017**).

Cyclohexasiloxane, dodecamethyl-, ce composé est utilisé dans la fabrication d'une grande variété des produits de soins personnels. Il a aussi été signalé dans l'extrait hexanique de *Peniophora nuda* (**Prasher, 2019**).

La β -phénylpropiophénone et l' α -benzylidène-acétophénone entrent dans la composition des chalcones. Les chalcones appartiennent à la famille des flavonoïdes et servent de précurseurs dans la biosynthèse des flavonoïdes et des iso-flavonoïdes. Ils possèdent, ainsi que leurs dérivés, un large spectre de propriétés d'activités biologiques telles que les activités anti-inflammatoires, antibactériennes, antidiabétiques, antioxydantes et autres. Ils sont précieux pour le développement de nouveaux composés en tant qu'agents anticancéreux (**Santos et al., 2017; Zhuang et al., 2017; ur Rashid et al., 2019; Ouyang et al., 2021; Elkanzi et al., 2022**).

Le phtalate de dibutyle et le 2-phénylnaphtalène ont été signalés dans plusieurs études. Le phtalate de dibutyle a été détecté dans un échantillon de *Tuber magnatum* en utilisant la technique d'analyse SPME-GC-MS (Torregiani et al., 2017) et le naphtalène a été identifié dans *T. claveryi* analysé par SPME-GC-MS (Frag et al., 2021) et dans *T. boudieri* analysé par GC-MS (Hamza et al., 2016). Le naphtalène, l'acide phtalique-isobutyle, le phtalate de dibutyle, le phtalate de dicyclo-hexyle et l'acide iso-phtalique ont été trouvés dans l'extrait hexanique de *T. nivea* analysé par la GC-MS (Khaled et al., 2021).

Des études ultérieures concernant d'autres champignons, rapportant la détection de Naphtalène, Dibutyl phtalate pour *Agaricus bisporus* lors de la lyophilisation (Pei et al., 2016), Diethyl Phthalate et Phthalic acid pour *Gymnopilus junonius* (Ragupathi et al., 2018) et Dibutyl phthalate pour *Lentinus squarrosulus* (Reena Roy et al., 2020). Les dérivés de ces composés détectés dans cette recherche sont reconnus comme des agents insecticides. Une étude examine la propriété insecticide d'un extrait chloroformique de *T. claveryi* Algérien contre deux ravageurs post-récolte (Neggaz et al., 2020).

Le 1-Eicosène, un alcène utilisé comme monomère dans la production de copolymères multiples (Coxon et al., 2003), a été signalé dans *T. nivea* par (Khaled et al., 2021) et dans un extrait hydro-méthanolique de *T. nivea* (Aboutabl et al., 2022). Il a été détecté dans une variété de plantes aux propriétés médicinales telles que *Fouquieria splendens* (Domínguez et al., 1972), *Sida spinosa* (Sharma et al., 2018), *Sphenocentrum jollyanum* (Darwish & Reinecke, 2003; Sharma et al., 2018), avec une valeur antimicrobienne considérable (Khurshid et al., 2018; Lulamba et al., 2021).

Le (Z)-9-tricosène a été identifié comme étant une phéromone nommée muscalure par (Carlson et al., 1971). Les phéromones sont produites par les insectes pour servir de système de communication chimique afin d'aider à la reproduction (Knipling, 1976), employé comme pesticide dans les pièges pour attirer les mouches mâles (flypaper), (Baker et al., 2020). Ce composé a été trouvé dans l'huile essentielle d'*Opuntia phaeacantha* var. *discata* que l'on trouve fréquemment dans le désert de Sonoran (Wright & Setzer, 2013). Il est intéressant de noter que sur la base de la littérature scientifique consultée et de nos meilleures connaissances, nos résultats décrivent pour la première fois la présence de (Z)-9-tricosène (muscalure) dans la truffe du désert Algérienne *T. claveryi*.

L'ester méthylique de l'acide palmitique (palmitate de méthyle) et l'ester méthylique de l'acide oléique ont été identifiés dans cette étude, (acide cis-5,8,11,14,17-Eicosapentaénoïque, ester de tert-butyldiméthylsilyle), (acide cis-4,7,10,13,16,19-Docosahexaénoïque, ester triméthylsilylique) et (acide 9,12-octadécadiénoïque (Z,Z)-, 2,3 dihydroxypropyl ester), des dérivés d'acides gras tels que l'acide eicosapentaénoïque, l'acide docosahexaénoïque (acide cervonique) et l'acide octadécadiénoïque ont été détectés dans le cadre de ce travail. Le palmitate de méthyle a été identifié dans un extrait d'éthanol macéré (70%) de *T. claveryi* d'Égypte (**Darwish et al., 2021**). Les acides gras trouvés dans un extrait chloroformique de *T. claveryi* d'Algérie par (**Neggaz et al., 2020**) en utilisant la GC/MS étaient (acide linoléique, ester méthylique), (acide 11,14-eicosadiénoïque, ester méthylique), (acide oléique, ester méthylique) et l'acide palmitique. Dans une étude menée par (**Tagkouli et al., 2021**). Pour les esters méthyliques d'acide gras (EMAG), sept EMAG ont été détectés dans *P. eryngii* et six EMAG dans *P. ostreatus*, les EMAG prédominants dans les deux espèces ont été le palmitate de méthyle, suivi du linoléate de méthyle et de l'oléate de méthyle.

Les principaux constituants d'acides gras des champignons sont l'acide linoléique polyinsaturé, l'acide oléique monoinsaturé et les acides palmitiques saturés (**El Enshasy et al., 2013**).

Gioacchini et al., 2005 et **Li et al., 2019** ont révélé que les composés chimiques de *T. indicum* et les composés organiques volatils (COV) de *T. magnatum* étaient considérablement influencés par leur situation géographique en raison de leur zone bioclimatique (température, précipitations annuelles et période de précipitations). D'autres études portant sur l'influence des facteurs génétiques (espèce, souche) et environnementaux de *P. ostreatus*, *P. eryngii* et *P. nebrodensis* ont révélé une influence des substrats sur l'activité antioxydante et le profil des composés volatils ainsi que sur les teneurs en micro-constituants bioactifs (tels que les acides phénoliques et terpéniques) (**Xu et al., 2017**; **Koutrotsios et al., 2018**).

L'étape initiale de l'étude d'une éventuelle fonction pharmacologique en présence des composants non identifiés est l'examen de l'activité hémolytique qui a pour objectif d'évaluer la toxicité de ces extraits. L'hémolyse se caractérise par la destruction des globules rouges et la libération subséquente d'hémoglobine et de constituants intracellulaires dans le plasma à la suite de la rupture de la membrane érythrocytaire, ce phénomène peut avoir un très grand effet néfaste sur la vitalité. Le test d'hémolyse *in vitro* est utilisé de manière systématique dans les études de toxicité (Liu et al., 2014).

Un extrait ou un élément à activité cytotoxique peut provoquer l'hémolyse des globules rouges par une multitude de processus. L'hémolyse peut être causée par des dommages oxydatifs à la membrane érythrocytaire (Meisenberg & Simmons, 2017; Gallagher, 2020).

Le test hémolytique *in vitro* par méthode spectroscopique assure une approche pratique et efficace pour la mesure quantitative de l'hémolyse. La détermination quantitative de l'hémoglobine libérée peut fournir des preuves de l'endommagement potentiel des globules rouges après l'administration des extraits, ce qui peut servir d'indicateur viable de leurs toxicités (Kumar et al., 2011; Sulaiman et al., 2018). Le recours au modèle érythrocytaire a été largement adopté pour tester l'indication directe de la toxicité. Cela s'explique principalement par la disponibilité du sang et par le fait que les cellules sont faciles à séparer et à isoler, de plus la membrane des érythrocytes présente de nombreuses similitudes avec les autres membranes cellulaires. Les érythrocytes sont considérés comme la principale cible des radicaux libres en raison de la présence d'une concentration membranaire élevée d'acides gras polyinsaturés et du transport d'oxygène. L'instabilité de la membrane érythrocytaire est probablement un facteur majeur marqueur de cytotoxicité. Pour déterminer l'effet toxique des substances, des globules rouges humains peuvent être exposés de manière dose-dépendante à divers extraits testés. Une suspension uniformément colorée en rouge dans les tubes est une indication d'hémolyse positive, tandis que la sédimentation au fond est une indication de l'absence d'hémolyse (Farang & Alagawany, 2018; Phuse & Khan, 2018; Burci et al., 2019).

Le test d'hémolyse *in vitro* est utilisé comme une méthode de screening de la toxicité des substances, en évaluant tout préjudice probable *in vivo* (Costa Orsine et al., 2012). Le test d'hémolyse a été évalué dans la mesure dans laquelle, bien qu'un tel produit naturel ait une puissante activité biologique, son utilisation dans le domaine thérapeutique sera impossible en présence de leur effet hémolytique, qui est un indicateur de cytotoxicité (Sharma & Sharma, 2001; Haddouchi et al., 2016).

La sécurité et l'efficacité des plantes et des champignons médicinaux dépendent de différents facteurs, parmi lesquels nous pouvons souligner la bonne qualité du produit qui sera commercialisé, aussi il faut également vérifier son efficacité et sa faible dose de toxicité pour l'homme (Arnous et al., 2005). De ce fait, l'étude de la concentration-réponse ou concentration-effet en toxicologie est essentielle. Les expérimentations en laboratoire sur des cellules doivent reproduire des conditions et même des réactions similaires à celles qui se produisent dans l'organisme, et permettent ainsi d'observer et de quantifier les modifications subies par les cellules à partir d'un produit ou d'un médicament particulier, de même que le comportement de chaque composant cellulaire séparément, en limitant le nombre de variables (Costa Orsine et al., 2012).

Pour évaluer si un produit ou une thérapie génère suffisamment d'hémolyse pour être jugé dangereux ou menaçant, un taux d'hémolyse de 5% est fréquemment accepté comme seuil limite suivant les critères de la norme ASTM E2524-08 (Méthode d'essai standard pour l'analyse des propriétés hémolytiques des nanoparticules retirée et remplacée par ASTM E2524-22) (Choi et al., 2011; de Jonge et al., 2018; Sulaiman et al., 2018; Halevas et al., 2021). Ce qui signifie que si un extrait détruit 5% ou plus des globules rouges à savoir la libération de plus de 5% de l'hémoglobine totale, il est qualifié comme possédant un pouvoir hémolytique. Toutefois, d'autres orientations, notamment pour les examens les plus sensibles ou destinés à rechercher de très faibles niveaux d'hémolyse, suggèrent un seuil inférieur de 2%.

Différentes concentrations des extraits de champignons étudiés ont été testées sur une suspension d'érythrocytes humains à 2% et l'activité hémolytique a été évaluée en pourcentage d'hémolyse. Dans ce contexte, l'objectif de cette étude est de déterminer la toxicité de ces extraits. Les résultats obtenus révèlent que les pourcentages de l'effet hémolytique sont directement proportionnels à la progression des concentrations de l'extrait.

En effet, au regard des constatations recueillies dans cette partie de notre travail, nous pouvons affirmer que, tous les extraits analysés à une concentration de (0,25mg/mL) ne provoquent qu'un faible effet hémolytique parfois même négligeable. A partir de (0,5 mg/mL) une activité hémolytique modérée est enregistrée allant de $0,96 \pm 0,04\%$ pour l'E_TC_HM de *T. claveryi* à $7,51 \pm 0,74\%$ pour l'E_TP_DCM de *T. pseudonictitans*.

A la dose de (1 mg/mL), un taux d'hémolyse important a été noté pour les deux extraits de *S. collinitus* et *T. pseudonictitans* respectivement **E_SC_Hx**, **E_SC_HM** avec des taux respectifs de $10,29 \pm 1,02\%$; $10,44 \pm 1,62\%$ et **E_TP_AEEM**, **E_TP_DCM** avec des taux respectifs $19,41 \pm 1,95\%$; $20,52 \pm 1,37\%$ et **E_BS_HM** de *B. satanas* respectivement de l'ordre de $20,63 \pm 0,31\%$.

L'extrait qui semble être le plus toxique à la dose de 2 mg/mL et qui induit la fuite d'hémoglobine la plus importante est l'**E_TP_DCM** de *T. pseudonictitans* avec des taux d'hémolyse de $38,35 \pm 2,64\%$ suivi par les extraits **E_BS_HM** de *B. satanas* et **E_SC_Hx** de *S. collinitus* qui présentent un pouvoir d'hémolyse aussi important d'ordre de $28,07 \pm 1,41\%$ et $26,03 \pm 0,56\%$ respectivement.

Différentes protéines cytolytiques ont été isolées de champignons toxiques et comestibles. Les hémolysines ont été isolées à partir de très peu d'espèces de champignons (**Tomita et al., 1998**). *Agrocybe aegerita* est connu pour posséder de grandes quantités d'aegerolysine, une protéine hautement hémolytique. Aussi, l'ostreolysine de *P. ostreatus* affecte la tension annulaire de l'aorte et la contraction soutenue des artères coronaires chez le rat. Les deux protéines appartiennent à la famille des aegerolysines. Ces protéines hémolytiques, l'ostreolysine et l'aegerolysine, ont été purifiées à partir des fructifications des champignons comestibles de *Pleurotus ostreatus* et *Agrocybe aegerita* (**Berne et al., 2002**). Pour prendre en considération la sécurité alimentaire, les effets toxiques possibles de l'aegerolysine ne peuvent être ignorés lorsque *A. aegerita* est consommé, surtout si le champignon n'est pas correctement cuit. Il n'y a pas eu de rapports sur l'*A. aegerita* cru causant une intoxication alimentaire car la plupart des préparations d'*A. aegerita* sont bouillies sous forme de soupe avant d'être consommées (**Jin et al., 2014**). D'un autre côté, la flammutoxine a été isolée des fructifications comestible de *Flammulina velutipes* (**Tomita et al., 1998**). L'éryngeolysine a été isolée de fructifications fraîches de *Pleurotus eryngii*. Bien que l'éryngeolysine présente une action antibactérienne spécifique contre les espèces de Bacillus, elle est dépourvue d'action antifongique (**Ngai & Ng, 2006**). Une hémolysine dénommée nébrodesolysine a été isolée de *Pleurotus nebrodensis*, cette hémolysine avait une double fonction biologique, une activité induisant l'apoptose et une activité anti-VIH-1 (**Berne et al., 2002**). La schizolysine, une hémolysine provenant de *Schizophyllum commune*. La schizolysine induit la lyse de divers types de cellules, dont les érythrocytes (**Han et al., 2010**).

L'activité hémolytique de l'ergostérol isolé du basidiomycète *Pleurotus salmoneostramineus*, a été testée sur des érythrocytes de souris, le composé n'a induit aucune hémolyse significative ($7,03\% \pm 11,6$) à la plus haute concentration testée par rapport aux cellules non traitées (**Alexandre et al., 2017**).

Par ailleurs, les extraits aqueux et méthanolique de *G. lucidum* se sont révélés sans danger pour les érythrocytes humains (ne dépassent pas les limites de 5% de la lyse à 1.0 % d'extrait), tandis que les extraits d'acétate d'éthyle et méthanolique se sont révélés toxiques (dépassent largement 80% de la lyse à 1.0 % d'extrait) (**Sharif et al., 2017**). Les extraits méthanolique de trois espèces de champignons comestibles portugais étudié par **Barros et al., (2007)** ont inhibé l'hémolyse des érythrocytes de façon dépendante de la concentration. Une fois de plus, *L. giganteus* a montré un effet protecteur plus élevé contre l'hémolyse des érythrocytes (72,8 % à 5 mg/ml) que les autres champignons (34,2 % pour *S. imbricatus* et 31,8 % pour *A. arvensis*). Toujours dans cette étude, le pourcentage d'inhibition de l'acide L -ascorbique standard sur l'hémolyse des globules rouges était beaucoup plus élevé (94,6 % à 1 mg/ml) que ceux des extraits de champignons et il s'agit ici du taux d'effet protecteur et non du taux d'hémolyse (**Barros et al., 2007**).

Le pouvoir hémolytique des espèces *T. pseudonictitans* (**E_TP_HM** et **E_TP_AEEM**), *B. satanas* (**E_BS_HM**) et *S. collinitus* (**E_SC_HM**) peut être en corrélation avec sa teneur en saponine ainsi qu'à d'autres composés qui nécessitent des recherches plus approfondies. ces constatations peuvent notamment s'expliquer par la composition chimique de ces espèces en substances bioactives de diverses natures et à leur interaction, certaines espèces sont connues d'être toxiques comme *B. satanas*, mais la présence de toxine hémolytique demeure à confirmer. Les saponines peuvent avoir une interaction avec les stérols de la membrane des globules rouge, ce qui entraîne sa détérioration et la perte d'hémoglobine. La majorité des saponines ont des effets cytotoxiques et hémolytiques. Les saponines stéroïdiennes ont un effet hémolytique plus important et plus intense que les saponines tri-terpéniques (**Chen et al., 2018; Juang & Liang, 2020; Savarino et al., 2022**).

La variation de la teneur en composés myco-chimiques est susceptible d'être due aux différents paramètres tels que le site d'échantillonnage, les facteurs de croissance, la polarité des solvants, les conditions d'extraction, le niveau de polymérisation des biomolécules actives, l'interaction de ces produits chimiques avec d'autres constituants et la formation de composés insolubles (**Singh et al., 2021**).

Plusieurs recherches sont actuellement menées sur les propriétés antioxydantes de produits naturels tels que les champignons. De nombreuses espèces sont supposées avoir des propriétés antioxydantes, leur permettant de neutraliser les radicaux libres. La médecine préventive et l'industrie alimentaire ont fait preuve d'un intérêt accru pour le développement d'antioxydants naturels, étant donné que les antioxydants synthétiques peuvent avoir une utilisation limitée dans les aliments. Les dommages cellulaires causés par les radicaux libres semblent être un facteur important du vieillissement et des maladies dégénératives. Les antioxydants forment notre première ligne de défense contre les dommages causés par les radicaux libres. Le besoin d'antioxydants est d'autant plus important que l'exposition aux radicaux libres augmente (**Yildirim et al., 2012; Butkhup et al., 2018; Anusiya et al., 2021; Chun et al., 2021; Kour et al., 2022**).

La capacité antioxydante totale a été représentée en termes d'équivalents microgrammes d'acide ascorbique par milligramme d'extrait sec. Les deux extraits **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae* et **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus* ont respectivement enregistré les niveaux de capacité antioxydante totale (CAT) les plus élevés de l'ordre de ($56,51 \pm 0,27$ et $54,88 \pm 0,25$ ($\mu\text{g EAA/mg Ext-S}$)), tandis que l'extrait **E_TP_Hx** de *T. pseudonictitans* a présenté la CAT la moins efficace ($1,66 \pm 0,17$ $\mu\text{g EAA/mg Ext-S}$). Quant au test CAT, les valeurs les plus élevées signifient un pouvoir réducteur plus important (**Reis et al., 2014**).

Nos résultats sont meilleurs que ceux obtenus par **Ayvaz et al., (2019)**, car la CAT des extraits méthanolique de champignons *C. cibarius*, *L. deliciosus* et *L. pyrogalus* est respectivement de l'ordre de $32,36 \pm 1,50$; $29,20 \pm 1,00$; $27,58 \pm 2,25$ mg AA/g. De même les résultats des extraits cyclohexane, chloroforme, éthanol et aqueux de *R. satanas* obtenu par **Morel et al., (2018)** ont été respectivement de l'ordre de $8,22 \pm 1,09$; $14,31 \pm 1,50$; $17,46 \pm 1,86$; $30,52 \pm 4,16$ mg EAG/g EMS. Par ailleurs *P. eryngii*, *Agaricus albertii*, *Agaricus urinascens* var. *excellens* étudiés par **Reis et al., (2014)** ont montré des valeurs de CAT respectivement de l'ordre de $18,43 \pm 4,94$; $18,36 \pm 0,10$; $15,44 \pm 0,28$ mg GAE/g extrait.

Aussi, la CAT de *P. eous* variait entre 1,98 à 5,84 mg GAE/g d'extrait, le constat fait est que l'extrait de méthanol a montré l'activité la plus importante suivie par celui de l'acétate d'éthyle (**Sudha et al., 2012**).

Dans un deuxième temps nous avons estimé l'activité antioxydante en recourant au test de piégeage du radical DPPH[•]. Les résultats de tous les extraits de champignons étudiés ont été moins effectifs que le standard (l'acide ascorbique). Les IC₅₀ des extraits **E_BS_DCM** de *B. satanas*, **E_SC_DCM** de *S. collinitus*, **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii var ferulae*, **E_SM_HM** de *S. mediterraneensis* et **E_MB_HM** de *M. broomeianus* ont été respectivement de $38,19 \pm 2,22$; $39,52 \pm 0,91$; $46,25 \pm 1,15$; $50,56 \pm 1,74$ et $50,49 \pm 1,51$ µg/ml et ce que nous avons constaté est que ces extraits ont été deux fois moins efficaces que l'acide ascorbique qui a révélé une IC₅₀ de l'ordre de $21,34 \pm 0,44$ µg/ml.

Dans l'étude réalisée par **Morel et al., (2018)**, une extraction séquentielle a été réalisée avec des solvants de polarité croissante (cyclohexane, chloroforme, éthanol, eau) sous sonication effectuée sur 07 champignons, parmi les 28 extraits de ces champignons qui ont été évalués par le test DPPH, 07 extraits ont révélé une EC₅₀ < 1 mg/mL, à savoir les extraits chloroformés, éthanoliques et aqueux de *C. calopus* ; les extraits éthanoliques de *R. satanas* et *G. castaneus* et les extraits cyclohexane et chloroformés de *S. luteus*.

Dans ce contexte, on constate que bien que *R. satanas* soit toxique, mais il a aussi un potentiel antioxydant.

L'IC₅₀ de l'activité antioxydante par DPPH des extraits méthanolique de cinq champignons médicinaux du genre Pleurotus étudié par **Stastny et al., (2022)** variait de $204,5 \pm 45,8$ µg/mL à $1134,0 \pm 65,8$ µg/mL, l'effet le plus élevé a été celui de *P. flabellatus*.

D'après l'étude réalisé par **Gao et al., 2020**, l'IC₅₀ a été de l'ordre de $5,12$ µg/mL enregistrée pour la fraction acétate d'éthyle de *I. obliquus*, ce qui est largement efficace par rapport à nos résultats.

Dans l'étude réalisée par **Ayvaz et al., (2019)**, l'IC₅₀ du test DPPH des extraits méthanolique de *C. cibarius*, *L. deliciosus* et *L. pyrogalus* était respectivement de $4,48 \pm 0,17$; $4,07 \pm 0,56$; $1,93 \pm 0,84$ mg/mL alors que la IC₅₀ du standard l'acide ascorbique a été de $0,003 \pm 0,000$ mg/mL.

Par contre nos résultats sont meilleurs que ceux enregistrés par **Kakoti et al., (2021)**, car ils ont constaté que l'IC₅₀ du DPPH pour onze champignons était largement faible dont la meilleure IC₅₀ a été de $330,6 \pm 52,4$ µg/mL d'extrait pour *Lentinus sajor-caju* comparée au standard tocophérol ($18,9 \pm 2,3$ µg/mL).

L'extrait méthanolique et l'acétate d'éthyle de *H. rufescens* ont montré un piégeage des radicaux libres DPPH• avec une IC₅₀ de 0.855 ± 0.01 et 0.852 ± 0.003 mg/mL respectivement, par contre le standard BHT a donné des IC₅₀ de 0,018 ± 0,01 mg/mL (**Garrab et al., 2019**).

Dans une autre étude réalisée par **He et al., (2016)**, la valeur EC₅₀ de test DPPH de l'extrait polysaccharide brut de *P. erungii* est de 0,41 ± 0,01 mg d'extrait /ml, alors que la molécule de référence (la Vit C) est < 0,1 mg/ml.

L'EC₅₀ de l'activité de piégeage du DPPH de l'extrait méthanolique de *Phellinus linteus* et du Trolox utilisé comme standard ont été respectivement (70 ± 0 et 43,03 ± 1,71 µg/mL) (**Reis, et al., 2014**). Nos résultats sur la capacité de piégeage du radical DPPH• restent plus intéressants en comparaison avec ceux déterminés par les études précédentes.

La capacité de piégeage du radical l'ABTS•⁺ de six extraits, **E_SC_DCM** et **E_SC_Hx** de *S. collinitus*, **E_BS_DCM** de *B. satans*, **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae*, **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus* et **E_SM_HM** de *S. mediterrneensis* ont présenté une activité inhibitrice importante en enregistrant des IC₅₀ de l'ordre respectif de 10,72 ± 0,24 ; 42,39 ± 1,37 ; 25,95 ± 1,81 ; 37,03 ± 0,41 ; 38,02 ± 1,17 et 43,13 ± 3,98 µg/ml et nous avons constaté qu'ils sont meilleurs même que l'acide ascorbique (49,29 ± 0,34 µg/ml).

De plus les travaux de **Çayan et al., 2021a** ont montré un meilleur résultat de IC₅₀ de l'ABTS de l'extrait hexanique de *Daedalea quercina* et *Schizophyllum commune* (5,75 ± 0,11 et 10,26 ± 0,11 µg/mL respectivement), cependant pour le standard α-Tocophérol l'IC₅₀ a été de 38,51 ± 0,54 µg/mL et le BHA a été aussi de 11,82 ± 0,09 µg/mL. En outre, l'étude réalisée par **Garrab et al., 2019** a rapporté que l'extrait méthanolique et d'acétate d'éthyle de *H. rufescens* n'ont pas montré de bonnes activités antioxydantes d'ABTS car les valeurs d'IC₅₀ ont été respectivement de 0,787 ± 0,03 et 0,12 ± 0,01 mg/mL, comparés au standard BHT qui a révélé une IC₅₀ de 0,050 ± 0,01 mg/mL.

A propos de l'évaluation de l'activité réductrice du fer, l'EC₅₀ d'extrait **E_SC_DCM** de *S. collinitus* a fait apparaître le meilleur pouvoir réducteur de l'ordre de EC₅₀=0,046 ± 0,002 mg/mL plus important même que celui de l'acide ascorbique (EC₅₀=0,052,70 ± 0,37 mg/mL).

En parallèle, le pouvoir réducteur du fer est comparable à celui de l'acide ascorbique pour les extraits **E_BS_AEEM** de *B. satanas*, **E_SC_AEEM** de *S. collinitus*, **E_SM_AEEM** de *S. mediterrannensis* ($EC_{50} = 0,062 \pm 0,008$; $0,070 \pm 0,014$; $0,090 \pm 0,004$ mg/mL respectivement), ces résultats restent toujours inférieurs à ceux de l'acide ascorbique. D'autre part, les extraits **Hx** ont manifesté le pouvoir réducteur le plus faible.

Gao et al., 2020 ont constaté dans le test FRAP que la valeur d'absorbance de la fraction d'acétate d'éthyle de *I. obliquus* augmentait avec la concentration, et était comparable à celle du contrôle positif.

L'extrait méthanolique de *M. giganteus*, *A. silvaticus* et l'extrait d'acétate d'éthyle de *H. rufescens* ont montré une faible capacité de réduction de fer, avec des valeurs IC_{50} de $0,496 \pm 0,01$; $0,491 \pm 0,01$ et $0,372 \pm 0,02$ mg/mL respectivement, par rapport au standard BHT qui a été estimé à $0,02 \pm 0,01$ mg/mL (**Garrab et al., 2019**). L' EC_{50} de l'extrait d'acétate d'éthyle de *P. eous* a été faible ($1,5 \pm 0,12$ mg/mL) (**Sudha et al., 2012**).

Dans une étude menée par **Heleno et al., 2010** sur l'extrait méthanolique des espèce de *S. mediterraneensis*, *H. aurantiaca* et *R. vesca*, ils ont remarqué que ces extrait ont manifestés un pouvoir réducteur remarquable avec des EC_{50} inférieurs à 2,5 mg/ml, cependant, *S. collinitus* a montré un faible pouvoir réducteur en enregistrant des EC_{50} supérieurs à 2,5 mg/ml.

Un vaste éventail de champignons a été signalé comme possédant des propriétés antioxydantes. Les extraits de champignons contiennent de nombreux composants, dont chacun est propre et spécifique à une espèce. Les composés antioxydants se trouvent dans les fructifications, le mycélium et les cultures, qui peuvent être des composés phénoliques, des polysaccharides, des tocophérols, des flavonoïdes, des caroténoïdes, des glycosides et de l'acide ascorbique (**Yildirim et al., 2012**; **Butkhup et al., 2018**; **Anusiya et al., 2021**; **Chun et al., 2021**; **Kour et al., 2022**).

Tous les extraits préparés ont montré divers potentiels d'activité antioxydante totale, un degré variable de piégeage des radicaux libres DPPH[•], ABTS^{•+} ainsi qu'un effet de réduction du fer varié. Les résultats des tests de l'activité antioxydante se sont avérés être en accord avec la littérature précédente. En effet, les extraits **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii var ferulae*, **E_MB_AEEM** et **E_MB_HM** de *M. broomeianus* ont enregistrés les plus fortes capacités antioxydantes totales.

Cependant, nous avons constaté que tous les extraits analysés ont montré une capacité à piéger le radical DPPH[·] inférieure au standard, les extraits **E_BS_DCM** de *B. satanas* et **E_SC_DCM** de *S. collinitus* sont comparables à deux fois la valeur de l'acide ascorbique. Par ailleurs, les extraits **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae*, **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus*, **E_SC_Hx** et **E_SC_DCM** de *S. collinitus*, **E_BS_DCM** de *B. satanas* et **E_SM_HM** de *S. mediterrneensis* ont présentés une bonne activité du piégeage du radical ABTS^{•+} et même meilleures que la molécule de référence. Aussi, l'extrait **E_SC_DCM** de *S. collinitus* a enregistré un pouvoir réducteur du fer important même à celui de l'acide ascorbique, de leurs côtés, les extraits **E_BS_AEEM** de *B. satanas*, **E_SC_AEEM** de *S. collinitus*, **E_SM_AEEM** de *S. mediterrneensis* n'ont pas franchis le niveau de deux fois la valeur du standard.

Les résultats de l'inhibition de l' α -amylase sont liés à la thérapie du diabète de type 2. Au cours de la présente étape d'étude, nous avons évalué *In vitro* la possibilité des extraits à inhiber l'enzyme α -amylase par rapport à l'IC₅₀ de l'acarbose laquelle a enregistré un taux de 45,13±2,38 μ g/mL. Ce que nous avons tiré de cette étude est que les extraits de champignons ne montrent qu'un faible impact inhibiteur sur l'activité de l'alpha-amylase.

L'**E_TC_HM** de *T. claveryi* et l'**E_MB_DCM** de *M. broomeianus* ont eu l'activité inhibitrice la plus marquée sur l' α -amylase avec des IC₅₀ de 0,124±0,005 mg/mL et 0,125±0,021 mg/mL respectivement, tandis que l'**E_SC_Hx** de *S. collinitus*; et **E_BS_Hx** de *B. satans* ont présenté le plus faible potentiel de pouvoir inhibiteur.

A travers l'étude réalisée par **Gao et al., (2020)**, il apparait que l'IC₅₀ de l'inhibition de l' α -amylase de cinq champignons, dont l'extrait méthanolique de *Inonotus radiatus* a présenté un résultat de l'ordre de 0,28 ± 0,03 mg/mL qui reste inférieure à celle de standard d'Acarbose (0,02 ± 0,00 mg/mL), En revanche, de très intéressantes valeurs d'IC₅₀ ont été déterminées par **Çayan et al., (2021)** pour l'extrait méthanolique et d'hexane de *Daedalea quercina*, *I. radiatus* avec des taux respectifs de 0,13 ± 0,01 et 0,37 ± 0,04 mg/mL par rapport au standard (0,37 ± 0,01 mg/mL), la fraction d'acétate d'éthyle de *I. obliquus* inhibe efficacement l' α -glucosidase et l' α -amylase avec une valeur d'IC₅₀ de 6,08 et 10,27 μ g/mL respectivement, qui ont été comparable à celle du contrôle positif, l'acarbose.

Une recherche dirigée par **Stojkovic et al., 2019** a montré que les extraits méthanolique d'*Agaricus blazei*, *Coprinus comatus*, *Inonotus obliquus*, *Phellinus linteus* n'ont pas inhibé l'enzyme de l' α -amylase car, les IC₅₀ du potentiel inhibiteur ont été de 1719,20 ± 89,53 ; 714,45 ± 44,44 ; 830,32 ± 28,24 ; 1479,46 ± 92,86 µg/mL, par contre l'IC₅₀ de l'acarbose a été de 87,15 ± 2,93 µg/mL de même pour *Cordyceps militaris* et *Morchella conica*, l'IC₅₀ n'a pas été effective aux concentrations testées.

Les résultats de l'étude de **Su et al., 2013** ont révélé que les extraits n-hexane des fructifications de six champignons médicinaux (*Grifola frondosa*, *Hericium erinaceum*, *Agaricus blazei*, *Ganoderma lucidum*, *Coriolus versicolor* et *Phellinus linteus*) ont présenté une puissante activité anti- α -glucosidase mais une faible activité anti- α -amylase car *G. frondosa* a montré l'activité anti-glucosidase la plus forte avec une IC₅₀ évaluée à 0,0376 mg/mL contre 4,69 mg/mL enregistrée pour l'acarbose, tandis que *C. versicolor* possède la meilleure activité anti- α -amylase par rapport aux autres champignons avec une IC₅₀ de 1,20 mg/mL, mais reste bien inférieure à la IC₅₀ de l'acarbose qui a révélé une valeur de 0,039 mg/mL.

Des travaux très intéressants sur les truffes tel que celle menée par **Al-Ahmed & Khalil, 2019**, qui ont enregistré des valeurs d'IC₅₀ de l'activité inhibitrice de l' α -amylase obtenu par l'extrait méthanolique de *T. claveryi* avec une valeur de 38,7 µg/ml et qui a été plus puissante que celle de l'acarbose en tant que standard positif qui a donné une valeur IC₅₀ de 45,3 µg/ml dans les mêmes conditions. Une autre étude menée sur l'extrait méthanolique de *Tuber aestivum* Vittad a rapporté une valeur d'IC₅₀ de 492.50 µg/mL par contre l'IC₅₀ de l'Acarbose a été de 42.13 µg/mL (**Beara et al., 2021**).

Un récent travail mené sur l'extrait aqueux sous PLE (extraction liquide pressurisée) de *T. claveryi* et *T. aestivum* a révélé des valeurs d'IC₅₀ de 66,7 et 9,44 mg/mL respectivement, et une IC₅₀ de l'Acarbose de 0,67 mg/mL (**Tejedor-Calvo et al., 2022**). Les extraits aqueux de macérat, d'infusion et de décoction de *T. claveryi* assistés par micro-ondes montrent une remarquable efficacité inhibitrice de l' α glucosidase *In vitro*, avec des IC₅₀ de 2,43, 3,26, 5,18 et 3,31 mg/mL, respectivement, (l'IC₅₀ de l'acarbose était de 0,33 mg/mL) (**Abu-odeh et al., 2022**). Une recherche a également été menée pour tester l'effet anti-hyperglycémique de l'extrait éthanolique de *T. boudieri* sur des rats diabétiques (induits par la streptozotocine), les résultats de l'étude ont révélé que les rats nourris avec l'extrait éthanolique ont présenté une réduction significative des niveaux de glucose dans le plasma (**Shakshak et al., 2014**).

Sur la base des valeurs IC_{50} de l'activité α -amylase, les champignons testés dans les études précédentes ont manifesté une inhibition beaucoup plus faible que l'acarbose. Les différences dans ces résultats peuvent être dues à des changements au sein de la variété ou à leur stade de maturation, également les paramètres utilisés dans l'extraction tels que la température, le temps et la méthode d'extraction peuvent être préjudiciables à l'obtention d'inhibiteurs d' α -amylase (**Tejedor-Calvo et al., 2022**). Dans l'ensemble des résultats recueillis nous avons constaté que tous les extraits ne manifestent qu'un léger effet inhibiteur sur l'activité de l'alpha-amylase.

Les composés anti-inflammatoires agissent en inhibant l'enzyme cyclo-oxygénase, responsable de la conversion de l'acide arachidonique en prostaglandines. Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) apportent leurs propriétés protectrices en stabilisant les membranes lysosomales ou en bloquant la décharge des enzymes lysosomales (**Mounnissamy et al., 2007**).

Les leucocytes génèrent des médiateurs et des enzymes lysosomales, ceci est donc considéré comme un facteur important entraînant des altérations des macromolécules, à travers la peroxydation lipidique des membranes associée à l'oxydation de l'hémoglobine et à l'hémolyse. Par la suite, l'acide arachidonique est libéré de la membrane et transformé en prostaglandine, ce qui peut aboutir à la défaillance des tissus de l'hôte (infarctus et polyarthrite rhumatoïde). Par conséquent, la stabilisation de la membrane lysosomale est également vitale pour surveiller la réaction inflammatoire (**Anosike et al., 2012; Desai et al., 2020**).

Le mécanisme possible de cette dénaturation se résume à l'altération des liaisons électrostatiques, hydrogène, hydrophobes et di-sulfide qui maintiennent la structure tridimensionnelle des protéines. In vivo, cette dénaturation provoque l'induction de la réaction inflammatoire par la production d'auto-antigènes. Il existe de nombreux composés susceptibles de présenter des effets anti-inflammatoires. Cet effet peut être démontré par la méthode d'anti-dénaturation des protéines et la méthode de stabilisation de la membrane induite par la chaleur. Il s'agit d'un processus dépendant de la concentration et de la protection croissante avec l'augmentation de la concentration de l'échantillon (**Anokwah et al., 2022**). Dans cette étude, les extraits à effet anti-inflammatoires constitué un aspect particulièrement important.

Les protéines peuvent être divisées en deux catégories : les fibreuses, qui ont tendance à être insolubles dans l'eau, et les globulaires, qui sont plus solubles dans l'eau. Une protéine peut avoir jusqu'à quatre niveaux de structure. La structure primaire consiste en une séquence spécifique d'acides aminés. La chaîne peptidique qui en résulte peut former une hélice α ou un feuillet β -plissé, ce que l'on appelle la structure secondaire. Ces segments de structure secondaire sont incorporés dans la structure tertiaire de la chaîne polypeptidique repliée. La structure quaternaire décrit les arrangements des sous-unités (**Gueboudji et al., 2022**).

Afin d'évaluer l'effet anti-inflammatoire *in-vitro* des extraits des champignons étudiés, nous avons fait le choix de la méthode de dénaturation des protéines (**Bakhouche et al., 2021**; **Anokwah et al., 2022**).

Parmi les protéines les plus courantes dans le plasma sanguin figure l'albumine, connue pour sa capacité à interagir et à transférer un large éventail de substances, dont des acides gras, des hormones et divers médicaments, sa structure chimique peut être altérée par des médiateurs pro-inflammatoires (**Tanaka et al., 2014**).

L'inflammation est la réponse biologique des tissus de l'organisme à toute sorte de traumatisme physique, d'irritation ou de stimulus hasardeux, comme les infections et les cellules endommagées. Elle peut être déclenchée pour diverses raisons, notamment par des virus, des bactéries, des substances chimiques et des lésions tissulaires. Il s'agit d'une composante de la réponse immunitaire non spécifique. Le processus inflammatoire, qui est normalement autolimité, se transforme en persistance dans certaines pathologies, et des maladies inflammatoires chroniques peuvent en résulter (**Ferrero-Miliani et al., 2007**). La dénaturation des protéines est un marqueur des maladies inflammatoires et arthritiques, conduit à la production d'auto-antigènes, qui induisent des troubles auto-immuns (**Dey et al., 2011**).

Une correspondance étroite entre le développement de troubles inflammatoires et la dénaturation des protéines a été constatée. Une modification de la structure de repliement est connue sous le nom de dénaturation d'une protéine, produite à la suite d'une exposition à la chaleur, à certains produits chimiques ou à des changements de pH, qui entraîne une perte de leurs fonctions biologiques. La dénaturation des protéines est un processus au cours duquel les protéines perdent leurs structures secondaires et tertiaires en raison de l'altération de leurs liaisons hydrogène, hydrophobes, électrostatiques et disulfures.

La plupart des protéines perdent leurs fonctions biologiques après dénaturation et induisent la production d'auto-antigènes, à l'origine de plusieurs dysfonctionnements auto-immuns, dont des maladies rhumatismales et inflammatoires (**Moualek et al., 2016; Sarveswaran et al., 2017; Choudhury et al., 2021; Baskaran et al., 2022**).

Les médicaments anti-inflammatoires les plus utilisés ont une variété d'effets indésirables (**Tripathi, 2019**). Les anti-inflammatoires non stéroïdiens auraient des propriétés protectrices par la stabilisation de la structure de l'albumine (**Mizushima, 1966; Larsen et al., 2016**), comme le diclofénac de sodium, l'indométhacine, l'ibuprofène ou la phénylbutazone, ils agissent en diminuant la synthèse endogène des prostaglandines, ce qui supprime l'activité enzymatique des COX et empêche également la dénaturation des protéines (**Phillips et al., 1993; Shovo et al., 2021**). Les composés naturels peuvent fournir une nouvelle source de produits chimiques ayant des propriétés anti-inflammatoires substantielles (**Bennett et al., 2012**).

Le défi consiste à identifier les molécules qui présentent les plus forts pouvoirs d'action aux doses les plus faibles possibles. Les effets anti-dénaturation observés pour la BSA lorsqu'elle interagit avec des composés biologiquement actifs pourraient être manipulés en tant que criblage pharmacologique préliminaire sans utiliser d'animaux afin de sélectionner des produits naturels pour le développement de médicaments thérapeutiques (**Cheshmeh Ali et al., 2018**). La présence de polyphénols dans les extraits peut être responsable de cet impact bénéfique. Leurs effets positifs ont été rapportés par plusieurs auteurs dont parmi nous citons **González-Gallego et al., (2010)** et **Heendeniya et al., (2018)**. Les composés capables d'empêcher la dénaturation des protéines seraient donc prometteurs pour le développement de médicaments anti-inflammatoires (**Chandra et al., 2012**).

Les troubles inflammatoires génèrent des radicaux libres, qui favorisent la dénaturation des protéines, la perméabilité vasculaire et l'altération des membranes. Par conséquent, les réactions d'oxydation et d'inflammation peuvent être prévenues par l'admission d'agents antioxydants et anti-inflammatoires (**Umaphy, et al., 2010**).

Dans notre étude, les vingt-cinq extraits de champignons ont été caractérisés par des effets très variables d'inhibition de la dénaturation de l'albumine induite par la chaleur. Le résultat de l'activité anti-inflammatoire *In vitro* d'inhibition de la dénaturation de BSA à une concentration de 1500 µg /mL a montré que la capacité d'inhibition maximale a été observée pour les extraits de dichlorométhane **E_PEF_DCM** de *P. eryngii* var *ferulae* et du mélange de solvants **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus* pour maintenir la structure tridimensionnelle des protéines contrôlant la production d'auto-antigène avec des pourcentages respectifs de $87,45 \pm 1,31\%$ et de $87,06 \pm 0,78\%$. Ceci est dû à la présence des principaux composés bioactifs présents dans ces espèces. La bonne activité des deux premiers extraits est suivie par celles des extraits de l'**E_MB_HM** de *M. broomeianus* ($85,88 \pm 0,78\%$), **E_TC_HM** de *T. claveryi* ($83,53 \pm 1,57\%$), **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae* ($80,39 \pm 1,83\%$), **E_PEF_HM** de *P. eryngii* var *ferulae* ($78,43 \pm 0,52\%$), **E_SM_HM** de *S. mediterraneensis* ($71,37 \pm 1,3\%$) à la même concentration. Le diclofénac sodique (un médicament anti-inflammatoire standard), à la concentration de 75 mg/3mL, a manifesté le meilleur effet d'inhibition avec un maximum de $98,43 \pm 0,52\%$ enregistré à la concentration de 1500 µg/mL.

À une faible concentration (93,5 µg /mL), l'extrait **E_TC_HM** de *T. claveryi* a donné une meilleure inhibition de la dénaturation du BSA de l'ordre de $29,80 \pm 1,83\%$ ce qui est très proche de celle du Diclofénac (75 mg/3mL) qui a exercé un pourcentage d'inhibition de $31,37 \pm 2,09\%$ à la même concentration. Les extraits obtenus par l'hexane n'ont pas montré de résultats intéressants.

La présence de polyphénols dans les extraits peut être responsable de cet impact bénéfique. Leurs effets positifs ont été rapportés dans les travaux de **González-Gallego et al., (2010)** et **Heendeniya et al., (2018)**. Des résultats avantageux ont été démontrés par **Melappa et al., (2015)**, car l'inhibition maximale a été observée dans l'extrait méthanolique du champignon de pourriture du bois *Trametes ochracea* (88,11%) par rapport à l'extrait par l'hexane (51,63%). La concentration de 200µg/ml du médicament anti-inflammatoire standard Aspirine a montré une inhibition maximale de 75,80%.

Dans une autre étude, **Bains & Tripathi, 2017** ont démontré que les trois extraits aqueux des champignons examinés ont été efficacement capables d'inhiber la dénaturation de l'albumine induite par la chaleur car une inhibition maximale a été observée chez *P. floridanus* ($86,5 \pm 0,7\%$), suivi de *P. ostreatus* ($82,5 \pm 0,8\%$), *Trametes versicolor* ($80,4 \pm 1,5\%$), *Calocybe indica* ($77,2 \pm 0,7\%$), *Agrocybe aegerita* ($74,6 \pm 0,9\%$) et *Macrocybe* sp.

Comparés à ces résultats le diclofénac sodique a montré une inhibition maximale et meilleure que tous les extraits ci-dessus de $94,9 \pm 1,2\%$ à la concentration de $2000 \mu\text{g/ml}$. En comparant nos résultats à la concentration de $1500 \mu\text{g/mL}$ avec le travail de **Bains & Tripathi, 2017** à $2000 \mu\text{g/mL}$ nous pouvons déduire que les espèces *P. eryngii* var *ferulae*, *M. broomeianus* et *T. claveryi* ont présenté une activité protectrice très intéressante.

L'hémolyse induite par la chaleur est la destruction des globules rouges suite à une exposition à des températures élevées, cela entraîne la libération d'hémoglobine ce qui provoque des effets indésirables tel que l'anémie, des lésions rénales, un risque de thrombose et d'autres. Elle peut être causée par plusieurs facteurs notamment l'utilisation de certains médicaments, comme la doxorubicine, un médicament anticancéreux, en particulier chez les patients exposés à des températures élevées, par exemple en cas de fièvre, de température ambiante élevée ou d'activité physique. L'inhibition de la lyse de la membrane des globules rouges induite par la chaleur a été prise comme mesure du mécanisme de l'activité anti-inflammatoire de l'échantillon, car les membranes des globules rouges humains (HRBC) sont considérées comme similaires aux composants de la membrane lysosomale. La libération du contenu lysosomal des neutrophiles pourrait être inhibée sur les sites d'inflammation pour stabiliser la membrane. Au cours de l'inflammation, les enzymes lysosomales et les composants hydrolytiques sont libérés par les phagocytes dans l'espace extracellulaire, ce qui cause des dommages aux organelles et aux tissus environnants et favorise également une variété de troubles. les AINS agissent soit en inhibant ces enzymes lysosomales, soit en stabilisant les membranes lysosomales (**Nagababu & Lakshmaiah, 1994; Mounnissamy et al., 2007; Sandhya et al., 2010; Govindappa et al., 2011; Puschner, 2012; Jure et al., 2016; Yesmin et al., 2020**)

Il est possible de considérer que, le mode d'action probable des extraits naturels, ainsi que les médicaments anti-inflammatoires pourraient être liés à la liaison aux membranes érythrocytaires avec une modification ultérieure des charges de surface des cellules, cela peut empêcher l'interaction physique avec les agents d'agrégation ou favoriser la dispersion par répulsion mutuelle des charges similaires qui sont impliquées dans l'hémolyse des érythrocytes.

L'hémolyse induite par la chaleur peut être inhibée par l'utilisation d'extraits naturels, tels que: l'extrait de thé vert (polyphénols), la curcumine (dérivée du curcuma), le resvératrol, la quercétine et d'autres. Elle peut également être neutralisée par certaines espèces de champignons, en particulier : *Ganoderma lucidum* (qui contient des polysaccharides et des triterpènes), *Grifola frondosa* (contient des bêta-glucanes), *Lentinula edodes*, qui peuvent protéger les RBC des dommages causés par la chaleur. Un seuil exact d'inhibition de l'hémolyse induite par la chaleur peut varier en fonction de divers facteurs, tels que le type d'agent stabilisant utilisé, la température, la durée de l'exposition et les caractéristiques spécifiques des globules rouges. Néanmoins, une diminution de l'hémolyse de 50 à 70 % est généralement considérée comme un bon indicateur de l'inhibition réussie de l'hémolyse induite par la chaleur, aussi il est largement accepté comme un repère couramment utilisé dans ce domaine (**Sandhya et al., 2010; Govindappa et al., 2011; Puschner, 2012; Jure et al., 2016; Yesmin et al., 2020**).

Il ressort de la présente étude que les extraits **E_TC_HM** de *T. claveryi*, **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae*, **E_MB_HM**, **E_MB_Hx** et **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus* à la concentration de 250 µg/mL ont protégé la membrane des érythrocytes humains contre la lyse induite par la chaleur et ceci mieux que l'acide acétyle salicylique. Il a été constaté aussi que **E_MB_HM** de *T. claveryi* a été efficace pour inhiber l'hémolyse induite par la chaleur ($75,50 \pm 0,86\%$) à une concentration de 500 µg/mL par rapport au standard ($73,10 \pm 1,16\%$). Les inhibitions maximales de $85,42 \pm 2,49\%$ et $82,48 \pm 0,99\%$ ont été estimée à la concentration de 1 mg/mL de **E_TC_HM** de *T. claveryi* et **E_MB_HM** de *M. broomeianus* respectivement et de $91,70 \pm 0,99\%$ pour ASA à la même concentration, tandis que pour IND ($94,84 \pm 0,06\%$) à la concentration de 250 µg/mL. Les extraits **HM** des *T. claveryi* et *M. broomeianus* présentent des pourcentages d'inhibition très intéressants.

L'effet inhibiteur de l'hémolyse des extraits peut être attribuable à la possession de substances myco-chimiques présentes dans les extraits, qui ont probablement inhibé la libération du contenu lysosomal site de l'inflammation, peut également être due à l'effet synergique exercé par ces myco-constituants.

L'extrait éthanolique aqueux (EEA) de *Pleurotus pulmonarius* dégraissé et ses fractions T2 et T3 (fractions chromatographiques contenant des dérivés d'acides aminés) ont inhibé l'hémolyse de la membrane des GRH induite par la chaleur de manière concentration-dépendante (**Ahanonu et al., 2019**).

Le profil d'activité observé pour l'EEA à la gamme de concentrations allant de 100 à 10000 µg/mL a été compris entre 28,3 et 87,3%. Pour le T2 à la gamme de concentration de 100 à 1000 µg/mL, l'efficacité a été comprise entre 35 et 81,7%, pour le T3 à la gamme de concentration de 10 à 100 µg/mL son efficacité enregistré a été comprise entre 20 et 90% tandis que pour les médicaments de référence comme l'aspirine à la gamme de concentration de 1 à 100 µg/mL l'efficacité enregistré a été de 14,3 à 86,03% et l'indométacine à la gamme de concentration de 0,1 à 10 µg/mL a été de 23,33 à 81,67% (**Ahanonu et al., 2019**).

Dans une étude réalisée par (**Melappa et al., 2015**), il a été remarqué que l'extrait méthanolique du champignon de pourriture du bois, *Trametes ochracea*, inhibe l'hémolyse induite par la chaleur à raison de 73.45±0.08%, par contre l'extrait d'hexane montre un faible effet d'environ 44,78±0,13%. L'activité maximale de stabilisation de la membrane a été observée à partir du médicament standard aspirine (85,92±0,18%).

Dans une autre étude, l'extrait acétonique de *P. ostreatus* démontre la plus forte activité inhibitrice de l'hémolyse des érythrocytes de rat induite par la chaleur *In vitro* de l'ordre de 52,6±2,1 % à une dose de 100 µg/mL (**Jayasuriya et al., 2020**).

Dans une autre paire de manche, la recherche scientifique s'intéresse aussi aux molécules anti-hémolytiques d'origine naturel. Les antioxydants naturels que constituent les polyphénols ont une activité anti-hémolytique qui contribue à protéger la membrane des globules rouges contre la lyse (**Chaudhuri et al., 2007; Çimen, 2008; Derouich et al., 2020; Suwalsky et al., 2017**). De ce fait l'activité anti-hémolytique des extraits pourrait s'expliquer par la modification du rapport de volume de surface associé à une augmentation de la membrane érythrocytaire ou une réduction du volume cellulaire par interaction avec les protéines membranaires (**El Omari et al., 2021**). **Shinde et al., 1999** ont rapporté une possible capacité à modifier le flux de calcium dans l'érythrocyte tandis que **Umopathy et al., 2010** ont rapporté une puissante liaison aux composés membranaires, en particulier aux protéines impliquées dans la régulation du volume d'eau intracellulaire en contrôlant le mouvement des ions sodium et potassium à travers des canaux protéiques.

En outre, **Dhibi et al., 2014**, ont signalé une possible induction et le changement ultérieur des charges sur la surface de la membrane empêchant l'interaction physique avec les agents d'agrégation ou favorisant la répulsion des charges.

La membrane érythrocytaire est surtout sensible à l'attaque des radicaux libres en raison de sa forte teneur en acides gras polyinsaturés, ainsi que du transport moléculaire de l'oxygène par l'hémoglobine. La peroxydation lipidique de la membrane érythrocytaire humaine médiée par l'AAPH, induit des dommages membranaires et une hémolyse subséquente (**Aman et al., 2013; García-becerra et al., 2016; Meziti et al., 2019**).

Les activités antioxydantes sont généralement évaluées à travers des tests colorimétriques *In vitro* (DPPH, ABTS, etc.). Ces tests peuvent être intéressants pour un criblage préliminaire, mais leur signification biologique est limitée car les agents antioxydants doivent traverser la membrane cellulaire et atteindre leurs cibles. Par conséquent, le potentiel antioxydant des extraits doit être étudié en utilisant des cultures cellulaires (**Tejedor-Calvo et al., 2022**) ou des tests *In vivo* (**Takebayashi et al., 2010**). Les agents antioxydants qui ne piègent les radicaux DPPH ou ABTS rapidement ne sont pas nécessairement des antiradicalaires érythrocytaires faibles (**Takebayashi et al., 2010**).

Le principe de cet essai est de soumettre l'érythrocyte à une agression radicalaire thermocontrôlée. Toutes les familles d'antioxydants présentes (endogènes et exogènes) sont mobilisées pour lutter contre l'attaque oxydante et protéger l'intégrité des érythrocytes entraînant le retardement de l'hémolyse.

Afin d'investiguer le pouvoir de ces extraits sur la préservation de l'intégrité cellulaire, principalement assurée par la membrane, on a exposé les érythrocytes à des situations de stress oxydatif induit par l'AAPH, connu par sa capacité à initier des réactions d'oxydation par des mécanismes nucléophiles et radicalaires. L'éventuelle pouvoir anti-hémolytique des extraits des champignons testés a été estimé par un suivi spectrophotométrique. La cinétique de la disparition progressive des hématies est surveillée par la mesure dynamique de la diminution de l'absorbance à 620 nm. La résistance des globules rouge à l'agression des radicaux libres est traduite par le temps nécessaire à la lyse de 50% des érythrocytes (temps de demi-hémolyse ; HT₅₀). Afin de déterminer si une corrélation linéaire est possible entre la concentration de l'extrait et le temps de demi-hémolyse (HT₅₀), on a utilisé les paramètres ΔT .

Tous les extraits **HM** ont augmenté les temps de demie-hémolyse (HT₅₀) d'une manière dose-dépendante, à l'exception l'**E_BS_HM** de *B. satanas* une décroissance d'une façon, effet dose-dépendant est observé qu'est bien indiqué par le ΔT , ceci peut être expliqué par le fait de la capacité hémolytique enregistrée pour cette espèce.

Un effet dose-dépendant décroissant de l'extrait de *B. satanas* (**E_BS_Hx**), de l'extrait de *T. pseudonictitans* (**E_TP_Hx**) et de l'extrait de *S. collinitus* (**E_SC_Hx**) sur les défenses antioxydantes globales a été noté, avec un décalage vers la gauche des sigmoïdes d'hémolyse et par conséquent un ΔT négatif.

L'**E_MB_DCM** de *M. broomeianus* a montré des résultats anti-hémolytiques de grande importance, toutes les concentrations (25, 50, 100 et 200 $\mu\text{g/mL}$) de l'extrait ont présenté un HT_{50} ($199,09 \pm 1,85$; $203,52 \pm 2,53$; $221,71 \pm 0,79$; $230,03 \pm 2,31$ min respectivement) et un ΔT ($115,28 \pm 1,85$; $119,71 \pm 2,53$; $137,90 \pm 0,79$; $146,22 \pm 2,31$ min respectivement) supérieures à celles de l'acide ascorbique (HT_{50} $179,66 \pm 0,66$; $194,17 \pm 0,66$; $208,23 \pm 0,52$; $224,15 \pm 0,65$ respectivement) (ΔT $95,84 \pm 0,66$; $110,35 \pm 0,66$; $124,42 \pm 0,52$; $140,34 \pm 0,65$ respectivement). Ceci se traduit par un déplacement considérable de la sigmoïde de l'hémolyse vers la droite. Cette activité est considérée comme très intéressante.

Il ressort ainsi que l'effet anti-hémolytique à une concentration de $200\mu\text{g/mL}$ des deux extraits **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var *ferulae* et **E_MB_AEEM** de *M. broomeianus* a révélé une activité considérable se manifestant par une prolongation de la HT_{50} ($226,64 \pm 2,32$ min et $224,42 \pm 2,24$ min respectivement) et par conséquent du ΔT ($142,83 \pm 2,32$ min et $140,61 \pm 2,24$ min respectivement) meilleure par rapport au standard ($HT_{50} = 224,15 \pm 0,65$ min et $\Delta T = 140,34 \pm 0,65$ min).

Dans une étude menée par **Madhanraj et al., (2019)**, l'utilisation d'un essai biologique basé sur l'oxydation lipidique des membranes d'érythrocytes de sang de vache par H_2O_2 a induit des dommages membranaires et une hémolyse subséquente. Une efficacité élevée dans l'inhibition de l'hémolyse a été observée pour l'extrait de l'hexane de *Pleurotus pulmonarius* avec un taux de protection de 97,39%.

Cependant, de nombreux articles sur les extraits de plantes ont montré des résultats comparables. Les fractions de *Globularia alypum* ont montré une activité antihémolytique notable en protégeant les érythrocytes de l'hémolyse. Une considérable HT_{50} a été enregistrée pour la fraction n-buanol (289 ± 5.67 min) avec une concentration de $160 \mu\text{g/ml}$ (**Ouffai et al., 2021**). L'extrait hydro-méthanolique (80%) par macération de *Pinus halepensis* a montré une activité anti-hémolytique à des concentrations de 50 et 75 $\mu\text{g/mL}$, avec des temps de demi-hémolyse (HT_{50}) de l'ordre de 73,18 et 93,63 min, respectivement.

Il est important de noter que **E_MB_DCM** (à toutes les doses testées) et **E_MB_AEEM** (à la dose 200 µg/mL) de *M. broomeianus* et **E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var. *ferulae* ont montré une protection anti-hémolytique plus intéressante et plus forte que les autres extraits et également plus puissante que le standard.

Ces extraits sont en effet de composition très complexe et peuvent inclure diverses molécules qui agissent indépendamment ou en synergie, par conséquent ils sont considérés comme étant une source d'antioxydants excellente car leur pouvoir antiradicalaire est plus efficace que celui de l'acide ascorbique (antioxydant de référence). Les composés polyphénoliques sont réputés pour leurs capacités anti-hémolytiques (**Tabart et al., 2009**).

Conclusion et perspectives

Les champignons sont omniprésents dans la nature, ils font partie de l'alimentation humaine depuis des milliers d'années, de nombreuses espèces sont utilisées dans les préparations culinaires ou la médecine traditionnelle dans les différentes parties du monde. Les champignons contiennent des métabolites secondaires qui ont une série d'effets bénéfiques, ils sont en fait utiles dans la prévention de diverses maladies, également ils sont réputés pour leurs puissantes activités biologiques. Certains d'entre eux restent des sources importantes à des fins thérapeutiques et offrent la possibilité d'être des précurseurs ou même des produits auxiliaires pour la découverte de certains médicaments. Récemment, les champignons et les truffes ont été présentés comme une nouvelle génération de produits bio-thérapeutiques. Toutefois, le fait que les médicaments obtenus à partir de champignons soient utilisés depuis l'Antiquité permet de bien mieux connaître leurs effets secondaires (Çayan et al., 2021; El-ramady et al., 2022; Mwangi et al., 2022). Les champignons pourraient être désignés comme des nutriments fonctionnels en raison de leurs avantages pour la santé ainsi que de leurs propriétés diététiques. Toutefois, il existe de nombreux champignons qui peuvent être venimeux s'ils sont consommés, cependant en plus de leurs effets toxiques ils possèdent des composés bioactifs intéressants et variés (Govorushko et al., 2019; White et al., 2019; Sevindik, 2020).

Les prospections mycologiques menées de l'automne 2018 au printemps 2022 à travers la wilaya de Tlemcen, nous ont permis de réaliser une étude mycologique dont les résultats obtenus :

❖ Quant aux nouveaux champignons recensés à l'échelle nationale

Nous pouvons conclure qu'il s'agit de cinq espèces de macromycètes qui n'ont jamais été rapportées en Algérie, elles sont répertoriées pour la première fois en Algérie par la présente étude, Il s'agit de : *A. subperonatus*, *C. speciosissimus* (dont le nom actuel est *C. rubellus*), *G. camerina* ; *H. piceae* ; *S. melanosperma*.

❖ Quant à l'inventaire mycologique :

56 espèces ont été recensées dans les 15 sites de la zone d'étude, appartenant aux 40 genres, 28 familles et 11 ordres. En outre, nous relevons 33 espèces saprophytes, 19 espèces symbiotiques et quatre espèces parasites. Cette liste de champignons est considérée comme temporaire et doit être régulièrement actualisée. L'espèce *R. satanas* et les deux espèces nouvellement enregistrées en Algérie : *C. rubellus* et *G. camerina* sont extrêmement toxiques.

Dans le cadre de la deuxième partie de ce travail, nous nous intéressons à sept champignons supérieurs, à savoir *P. eryngii* var. *ferulae*, *S. mediterrneensis*, *B. satanas*, *M. broomeianus*, *T. pseudonictitans*, *S. collinitus* et la célèbre truffe *T. claveryi*.

L'observation la plus importante est le niveau élevé de cytotoxicité de de *T. pseudonictitans*, *B. satanas* et *S. collinitus*. L'extrait semble être le plus toxique à une dose de (2 mg/mL) induit la fuite d'hémoglobine la plus importante est de *T. pseudonictitans* (**E_TP_DCM**) de l'ordre de ($38,35 \pm 2,64\%$). Les extraits de *B. satanas* (**E_BS_HM**) et de *S. collinitus* (**E_SC_Hx**) présentent un pouvoir d'hémolyse très important d'ordre de ($28,07 \pm 1,41\%$ et $26,03 \pm 0,56\%$ respectivement).

Les extraits de : *P. eryngii* var *ferulae* (**E_PEF_AEEM**), de *M. broomeianus* (**E_MB_AEEM**), de *S. collinitus* (**E_SC_Hx** et **E_SC_DCM**), de *B. satanas* (**E_BS_DCM**) et de *S. mediterrneensis* (**E_SM_HM**) ont présentés une bonne activité du piégeage du radical $ABTS^{\bullet+}$ meilleurs que la molécule de référence. Aussi, l'extrait de *S. collinitus* (**E_SC_DCM**) a enregistré un pouvoir réducteur du fer important même à celui de l'acide ascorbique, les extraits de *B. satanas* (**E_BS_AEEM**), de *S. collinitus* (**E_SC_AEEM**), de *S. mediterrneensis* (**E_SM_AEEM**) ne franchissent pas le niveau de deux fois la valeur du standard. Nous pouvons déduire que les espèces *P. eryngii* var *ferulae* (**E_PEF_DCM**), *M. broomeianus* (**E_MB_HM** et **E_MB_AEEM**) et *T. claveryi* (**E_TC_HM**) ont présenté une activité protectrice contre la dénaturation des protéines très intéressante. Les extraits de *T. claveryi* (**E_TC_HM**), de *P. eryngii* var *ferulae* (**E_PEF_AEEM**), de *M. broomeianus* (**E_MB_HM**, **E_MB_Hx** et **E_MB_AEEM**) à un niveau de (250 µg/mL) ont démontré une capacité de protection de la membrane des érythrocytes humains contre la lyse induite par la chaleur.

À toutes les concentrations testées, l'extrait (**E_MB_DCM**) de *M. broomeianus* a manifesté une puissante activité anti-hémolytique. Plus précisément, (**E_MB_DCM**) (à toutes les doses testées), l'**E_MB_AEEM** (à la dose de 200 g/mL) et l'**E_PEF_AEEM** de *P. eryngii* var. *ferulae* ont tous fait preuve d'une protection anti-hémolytique plus robuste que les autres extraits ainsi que le standard. L'**E_MB_DCM** de *M. broomeianus* a montré des résultats anti-hémolytiques de grande importance, toutes les concentrations testées.

Conclusion et perspectives

Le présent travail nous a permis de contribuer à la valorisation des espèces analysées à travers l'étude myco-chimique et les activités biologiques. Dans la perspective de cette étude, il serait intéressant de :

- Actualisation et enrichissement de la connaissance mycologique et détermination moléculaire des espèces intéressantes ou méconnues.
 - Fractionnement des extraits afin de récupérer des fractions plus purifiées et de pouvoir déterminer leur contenu myco-chimique.
 - Identification, caractérisation, séparation et purification des principes actifs des extraits par des méthodes appropriées d'analyse chimique chromatographiques et spectrales.
 - Recherche d'effets synergiques de composés actifs isolés et examen de leur toxicité *in vivo* afin de garantir une meilleure sécurité de leur application thérapeutique.
 - Étudier davantage les propriétés biologiques *in vitro* et *in vivo* de ces espèces, à savoir les propriétés toxicologiques, antibactériennes, antiparasitaires et insecticides, pour une meilleure connaissance de leurs caractéristiques et par conséquent une bonne utilisation.
- ❖ Cette recherche est une contribution à laquelle viendront s'ajouter d'autres travaux qui serviront à améliorer l'inventaire national des champignons supérieurs, ce qui permettra de soutenir d'autres études plus approfondies portant sur les champignons algériens dans différentes disciplines de recherche notamment l'ethno-mycologie, la biodiversité, la cartographie, économique, thérapeutique et toxique.

Références

Bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Abbas, G., Al-Harrasi, A. S., & Hussain, H. (2017). α -Glucosidase Enzyme Inhibitors From Natural Products. In G. Brahmachari (Ed.), *Discovery and Development of Antidiabetic Agents From Natural Products, Natural Product Drug Discovery* (pp. 251–270). Elsevier Inc.
2. Abbou, F., Azzi, R., Ouffai, K., El Haci, I. A., Belyagoubi-Benhammou, N., Bensouici, C., & Benamar, H. (2022). Phenolic profile, antioxidant and enzyme inhibitory properties of phenolic-rich fractions from the aerial parts of *Mentha pulegium* L. *South African Journal of Botany*, *146*(1), 196–204. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2021.10.024>
3. Abdelshafy, A. M., Belwal, T., Liang, Z., Wang, L., Li, D., Luo, Z., & Li, L. (2022). A comprehensive review on phenolic compounds from edible mushrooms: Occurrence, biological activity, application and future prospective. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *62*(22), 6204–6224. <https://doi.org/10.1080/10408398.2021.1898335>
4. Aboutabl, M. E., Elkhateeb, W. A., Masoud, M. A., Daba, G. M., Afifi, A. H., & Hussein, R. A. (2022). HPLC and GC–MS–based metabolic profiles and in vivo anticonvulsant, sedative, and antinociceptive potentials of truffles *Tirmania nivea* and *Tirmania pinoyi* hydromethanolic extracts in mice. *Biomedical Chromatography*, *Aug*, e5481. <https://doi.org/10.1002/bmc.5481>
5. Abu-odeh, A., Shehadeh, M., Suaifan, G. A. R. Y., Karamah, N., Rahman, D. A., & Kandil, Y. (2022). In Vitro and In Vivo Antidiabetic Activity, Phenolic Content and Microscopical Characterization of *Terfezia claveryi*. *Molecules*, *27*(15), 4843. <https://doi.org/10.3390/molecules27154843>
6. Adedapo, A. A., Jimoh, F. O., Afolayan, A. J., & Masika, P. J. (2008). Antioxidant activities and phenolic contents of the methanol extracts of the stems of *Acokanthera oppositifolia* and *Adenia gummifera*. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, *8*, 1–7. <https://doi.org/10.1186/1472-6882-8-54>
7. Adoune, M. (2011). *Diversité des macromycètes et des mycorhizes du chêne-liège dans deux stations du Nord-Est algérien : une subéraie naturelle et une subéraie envahie par Acacia decurrens (Willd)*. Thèse de Magister. Badji Mokhtar University of Annaba.
8. Ahanonu, E. D., Afieroho, O. E., Okonkwo, B. O., & Abo, K. A. (2019). Membrane Stabilization Activity of Amino Acids Rich Chromatography Fractions from *Pleurotus pulmonarius* (Fr.) Quel. (Pleurotaceae). *Research Journal of Medicinal Plants*, *13*(2), 81–88. <https://doi.org/10.3923/rjmp.2019.81.88>
9. Aignon, H. L., Naseer, A., Matheny, B. P., Yorou, N. S., & Ryberg, M. (2021). *Mallocybe africana* (Inocybaceae, Fungi), the first species of *Mallocybe* described from Africa. *Phytotaxa*, *478*(1), 49–60. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.478.1.3>
10. Ait Hammou, M., Miara, M. D., Rebbas, K., Slimani, A., Ravera, S., & Hamer El Ain, A. S. (2014). Mise à jour de l'inventaire des lichens d'Algérie. *Revue Ecologie-Environnement*, *10*, 75–103. <http://fsnv.univ-tiaret.dz/revues.php>
11. Aiyelaagbe, O. O., & Osamudiamen, P. M. (2009). Phytochemical Screening for Active Compounds in *Mangifera indica* Leaves from Ibadan, Oyo State. *Plant Sciences Research*, *2*(1), 11–13.
12. Ajay Kumar, K. (2013). Brief review on cyclopropane analogs: Synthesis and their pharmacological applications. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, *5*(1), 454–459.
13. Akindahunsi, A. A., & Oyetayo, F. L. (2006). Nutrient and antinutrient distribution of edible mushroom, *Pleurotus tuber-regium* (fries) singer. *Lwt*, *39*(5), 548–553. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.04.005>
14. Al-Ahmed, A., & Khalil, E. H. (2019). Anticancer activity of *Mandragora autumnalis*: an in vitro and in vivo study. *Biomedical & Pharmacology Journal*, *12*(2), 603–608. <https://doi.org/10.3897/PHARMACIA.68.E71695>
15. Al-Faqeeh, L. A. S., Naser, R., Kagne, S., & Subur, K. W. (2021). Activity of mushrooms against diabetic and inflammation: A review. *GSC Biological and Pharmaceutical Sciences*, *14*(2), 037–044. <https://doi.org/10.30574/gscbps.2021.14.2.0035>
16. Alam, F., Shafique, Z., Amjad, S. T., & Bin Asad, M. H. H. (2019). Enzymes inhibitors from natural sources with antidiabetic activity: A review. *Phytotherapy Research*, *33*(1), 41–54. <https://doi.org/10.1002/ptr.6211>
17. Alam, M. N., Bristi, N. J., & Rafiquzzaman, M. (2013). Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. *Saudi Pharmaceutical Journal*, *21*(2), 143–152. <https://doi.org/10.1016/j.jsps.2012.05.002>
18. Alam, N., Amin, R., Khan, A., Ara, I., Shim, M. J., Lee, M. W., & Lee, T. S. (2008). Nutritional Analysis of Cultivated Mushrooms in Bangladesh - *Pleurotus ostreatus* , *Pleurotus sajor-caju* , *Pleurotus florida* and *Calocybe indica* . *Mycobiology*, *36*(4), 228. <https://doi.org/10.4489/myco.2008.36.4.228>

Références Bibliographiques

19. Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, 4, 200–214. <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.03.011>
20. Alexandre, T. R., Lima, M. L., Galuppo, M. K., Mesquita, J. T., do Nascimento, M. A., dos Santos, A. L., Sartorelli, P., Pimenta, D. C., & Tempone, A. G. (2017). Ergosterol isolated from the basidiomycete *Pleurotus salmoneostramineus* affects *Trypanosoma cruzi* plasma membrane and mitochondria. *Journal of Venomous Animals and Toxins Including Tropical Diseases*, 23(1), 1–10. <https://doi.org/10.1186/s40409-017-0120-0>
21. Ali, S. S., Ahsan, H., Zia, M. K., Siddiqui, T., & Khan, F. H. (2020). Understanding oxidants and antioxidants: Classical team with new players. *Journal of Food Biochemistry*, 44(3), e13145. <https://doi.org/10.1111/jfbc.13145>
22. Allen, J. L., & Lendemer, J. C. (2021). *Urban lichens: a field guide for northeastern North America*. Yale University Press.
23. Alsheikh, A. M. (1994). *Taxonomy and mycorrhizal ecology of the desert truffles in the genus Terfezia*. Oregon State University.
24. Aman, S., Moin, S., Owais, M., & Siddiqui, M. U. (2013). Antioxidant activity of thymol : protective role in AAPH-induced hemolysis in diabetic erythrocytes. *International Journal of Pharmaceutical Science Invention*, 2(3), 55–60.
25. Amrani, S., Nacer, A., Noureddine, N. E., & Seaward, M. R. D. (2015). Lichenological exploration of Algeria: Historical overview and annotated bibliography, 1799 – 2013. *Willdenowia*, 45(1), 15–34. <https://doi.org/10.3372/wi.45.45102>
26. Amrani, S., Seaward, M. R. D., Sipman, H. J. M., & Feuerer, T. (2018). Lichenological Exploration of Algeria II: Checklist of Lichenized, Lichenicolous and Allied Fungi. *Herzogia*, 31(2), 817–889. <https://doi.org/10.13158/heia.31.2.2018.817>
27. Anderson, J. B., Bruhn, J. N., Kasimer, D., Wang, H., Rodrigue, N., & Smith, M. L. (2018). Clonal evolution and genome stability in a 2500-year-old fungal individual. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 285(1893), 1–6. <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.2233>
28. Andrä, J., & Leippe, M. (1999). Candidacidal activity of shortened synthetic analogs of amoebapores and NK-lysin. *Medical Microbiology and Immunology*, 188(3), 117–124. <https://doi.org/10.1007/s004300050113>
29. Aniszewski, T. (2007). Alkaloids - Secrets of Life. In *Alkaloids - Secrets of Life* (First). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-52736-3.X5000-4>
30. Anokwah, D., Kwatia, E. A., Amponsah, I. K., Jibira, Y., Harley, B. K., Ameyaw, E. O., Obese, E., Biney, R. P., & Mensah, A. Y. (2022). Evaluation of the anti-inflammatory and antioxidant potential of the stem bark extract and some constituents of *Aidia genipiflora* (DC.) dandy (rubiaceae). *Heliyon*, 8(8). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e10082>
31. Anosike, C. A., Obidoa, O., & Ezeanyika, L. U. (2012). Membrane stabilization as a mechanism of the anti-inflammatory activity of methanol extract of garden egg (*Solanum aethiopicum*). *DARU, Journal of Pharmaceutical Sciences*, 20(1), 1–7. <https://doi.org/10.1186/2008-2231-20-76>
32. Anusiya, G., Gowthama Prabu, U., Yamini, N. V., Sivarajasekar, N., Rambabu, K., Bharath, G., & Banat, F. (2021). A review of the therapeutic and biological effects of edible and wild mushrooms. *Bioengineered*, 12(2), 11239–11268. <https://doi.org/10.1080/21655979.2021.2001183>
33. Aouali, S. (2021). Two new Geoglossaceae for Algeria. *Annales de La Recherche Forestière En Algérie*, 11(02), 68–74.
34. Aouali, Souhila, Ouanouki, B., Boutelba, I., & Pecoraro, L. (2018). A vulnerable theleporoid fungus, *Lenzites oxycedri*, on *Cupressus sempervirens* in Algeria. *Mycotaxon*, 133(1), 1–7. <https://doi.org/10.5248/133.1>
35. Arnous, A. H., Santos, A. S., & Beinrer, R. P. C. (2005). Plantas medicinais de uso caseiro-conhecimento popular e interesse por cultivo comunitário. *Revista Espaço Para a Saúde*, 6(2), 1–6. <https://doi.org/10.1159/000320546>
36. Appiagyei, B. D., Latifa, B.-G., Boutkhil, M., & Bessah, E. (2020). *Evolution of Mediterranean Forest Ecosystems and Impact of Natural and Anthropogenic Disturbances: Case of the Cork Oak Forest- Tlemcen-Algeria*. 1–21.
37. Arroyo, B. M., Fernández, J. G., & Calmaestra, E. P. (2005). *Tesoros de nuestros montes. Trufas de Andalucía* (1ª edición). Junta de Andalucía.
38. Ayvaz, Ç. M., Aksu, F., & Kır, F. (2019). Phenolic profile of three wild edible mushroom extracts from Ordu,

Références Bibliographiques

- Turkey and their antioxidant properties, enzyme inhibitory activities. *British Food Journal*, 121(6), 1248–1260. <https://doi.org/10.1108/BFJ-06-2018-0399>
39. Azwanida, N. (2015). A Review on the Extraction Methods Use in Medicinal Plants, Principle, Strength and Limitation. *Medicinal & Aromatic Plants*, 04(03), 3–8. <https://doi.org/10.4172/2167-0412.1000196>
 40. Bailly, C. (2022). Anti-inflammatory and anticancer p-terphenyl derivatives from fungi of the genus *Thelephora*. *Bioorganic and Medicinal Chemistry*, 70(June), 116935. <https://doi.org/10.1016/j.bmc.2022.116935>
 41. Bains, A., & Tripathi, A. (2017). Evaluation of antioxidant and anti-inflammatory properties of aqueous extract of wild mushrooms collected from Himachal Pradesh. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 10(3), 467–472. <https://doi.org/10.22159/ajpcr.2017.v10i3.16547>
 42. Baker, D., Rice, S., Leemon, D., Godwin, R., & James, P. (2020). Development of a mycoinsecticide bait formulation for the control of house flies, *Musca domestica* L. *Insects*, 11(1), 3–12. <https://doi.org/10.3390/insects11010047>
 43. Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*, 99(1), 191–203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>
 44. Barros, L., Cruz, T., Baptista, P., Estevinho, L. M., & Ferreira, I. C. F. R. (2008). Wild and commercial mushrooms as source of nutrients and nutraceuticals. *Food and Chemical Toxicology*, 46(8), 2742–2747. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.04.030>
 45. Barros, L., Falcão, S., Baptista, P., Freire, C., Vilas-Boas, M., & Ferreira, I. C. F. R. (2008). Antioxidant activity of *Agaricus* sp. mushrooms by chemical, biochemical and electrochemical assays. *Food Chemistry*, 111(1), 61–66. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.033>
 46. Barros, L., Ferreira, M. J., Queirós, B., Ferreira, I. C. F. R., & Baptista, P. (2007). Total phenols, ascorbic acid, β -carotene and lycopene in Portuguese wild edible mushrooms and their antioxidant activities. *Food Chemistry*, 103(2), 413–419. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.07.038>
 47. Baskaran, A., Kaari, M., Shamy, M., Joseph, J., Thangavel, S., & Manikkam, R. (2022). In Vitro Evaluation of Actinobacterial Extracts for Anti-Inflammatory Properties. In D. Dharumadurai (Ed.), *Methods in Actinobacteriology* (pp. 463–466). Humana.
 48. Bass, D., & Richards, T. A. (2011). Three reasons to re-evaluate fungal diversity “on Earth and in the ocean.” *Fungal Biology Reviews*, 25(4), 159–164. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2011.10.003>
 49. Beara, I., Majkić, T., & Torović, L. (2021). Bioguided design of new black truffle (*Tuber aestivum* Vittad.) product enriched with herbs and spices. *Lwt*, 138, 110637. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.110637>
 50. Belviso, S., Ghirardello, D., Giordano, M., Sousa Ribeiro, G., de Souza Alves, J., Parodi, S., Risso, S., & Zeppa, G. (2013). Phenolic composition, antioxidant capacity and volatile compounds of licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari) fruits as affected by the traditional roasting process. *Food Research International*, 51(1), 39–45. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.11.012>
 51. Benazza-Bouregba, M. (2017). *Inventaire et identification des Basidiomycetes de la forêt de M'sila (Oran)*. Doctoral dissertation. Ahmed Ben Bella University of Oran.
 52. Benazza-Bouregba, M., Savoie, J. M., Fortas, Z., & Billette, C. (2016). A new record of *Tricholoma caligatum* (Tricholomataceae) from North Africa with a discussion of related species. *Phytotaxa*, 282(2), 119–128. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.282.2.3>
 53. Bendaikha, Y., & Hadjadj-Aoul, S. (2016). Diversity of Lichens Flora in Oran Area (North-Western Algeria). *Advances in Environmental Biology*, 10(7), 180–191. <http://www.aensiweb.com/AEB/http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>
 54. Bendotti, G., Montefusco, L., Lunati, M. E., Usuelli, V., Pastore, I., Lazzaroni, E., Assi, E., Seelam, A. J., El Essawy, B., Jang, Y., Loretelli, C., D'Addio, F., Berra, C., Ben Nasr, M., Zuccotti, G. V., & Fiorina, P. (2022). The anti-inflammatory and immunological properties of GLP-1 Receptor Agonists. *Pharmacological Research*, 182(June), 106320. <https://doi.org/10.1016/j.phrs.2022.106320>
 55. Benfriha, A., Belhoucine Guezouli, L., Boughalem, M., Tefiani, C., Barka, F., Maazouz, S., Nadour, H., Bouchachia, S., Kong, W. S., & Han, J. G. (2020). First record, phylogenetic analysis, and key to *Lactarius mediterraneensis* (Russulales, Basidiomycota) and its related species in Tlemcen's national park (Algeria). *Revue AgroBiologia*, 10(2), 2076–2087.
 56. Bennett, P. N., Brown, M. J., & Sharma, P. (2012). *Clinical pharmacology* (11th (Ed.)). Churchill Livingstone Elsevier Ltd.

Références Bibliographiques

57. Béraud, J. (Ed.). (2014). *Guide théorique et pratique: Le technicien d'analyses biomédicales* (2ème). Tec & Doc Lavoisier. <https://medium.com/@arifwicaksanaa/pengertian-use-case-a7e576e1b6bf>
58. Berbee, M. L., & Taylor, J. W. (2010). Dating the molecular clock in fungi - how close are we? *Fungal Biology Reviews*, 24(1–2), 1–16. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2010.03.001>
59. Berne, S., Križaj, I., Pohleven, F., Turk, T., Maček, P., & Sepčić, K. (2002). Pleurotus and Agrocybe hemolysins, new proteins hypothetically involved in fungal fruiting. *Biochimica et Biophysica Acta - General Subjects*, 1570(3), 153–159. [https://doi.org/10.1016/S0304-4165\(02\)00190-3](https://doi.org/10.1016/S0304-4165(02)00190-3)
60. Bernfield, P. (1955). Amylase, alpha and beta. In S. P. Colowick & N. O. Kaplan (Eds.), *Methods in Enzymology* (Vol. 1, pp. 149–158). Academic Press, INC. Harcourt Brace & Company.
61. Bissinger, R., Modicano, P., Alzoubi, K., Honisch, S., Faggio, C., Abed, M., & Lang, F. (2014). Effect of saponin on erythrocytes. *International Journal of Hematology*, 100(1), 51–59. <https://doi.org/10.1007/s12185-014-1605-z>
62. Blackwell, M. (2011). The fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany*, 98(3), 426–438. <https://doi.org/10.3732/ajb.1000298>
63. Blackwell, W. H., & Powell, M. J. (2001). The Protozoa, a kingdom by default? *The American Biology Teacher*, 63(7), 483–488. <https://doi.org/10.2307/4451168>
64. Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617), 1199–1200. <https://doi.org/10.1038/1811199a0>
65. Bomford, R. (1980). Saponin and other haemolysins (Vitamin A, aliphatic amines, polyene antibiotics) as adjuvants for SRBC in the mouse. *International Archives of Allergy and Immunology*, 63(2), 170–177. <https://doi.org/10.1159/000232623>
66. Bon, M. (2004). *Champignons de France et d'Europe occidentale*. Flammarion.
67. Bonnefoy, C., Guillet, F., Leyral, G., Verne-Bourdaï, & Evelyne. (2002). *Microbiologie et qualité dans les industries agroalimentaires*. doin éditeurs.
68. Boonsong, S., Klaypradit, W., & Wilaipun, P. (2016). Antioxidant activities of extracts from five edible mushrooms using different extractants. *Agriculture and Natural Resources*. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2015.07.002>
69. Bory de Saint-Vincent, M. M., & Durieu de Maisonneuve, M. (1846). *Exploration scientifique de l'Algérie pendant les années 1840, 1841, 1842* (Vol. 1). Imprimerie Nationale.
70. Boufeldja, W., Tehami, W., Kherraf, A., Abbouni, B., & Benali, M. (2016). Nutritional and antioxidant profile of red truffles (*Terfezia clavaryi*) and white truffle (*Tirmania nivea*) from southwestern of Algeria. *Der Pharmacia Lettre*, 8(17), 134–141.
71. Boukerker, H., & Boumedjane, M. R. (2018). Study of Some Macromycetes Mushrooms; in the Atlas Cedar Forests of the Belezma Massif (Batna, Algeria). *Courrier Du Savoir*, 25, 9–20. <http://www.crstra.dz/telechargement/publications/internationales/2018/boukerker2.pdf>
72. Bradai, L., Bissati, S., & Chenchouni, H. (2014). *Desert truffles of the North Algerian Sahara : Diversity and bioecology*. 26(5), 425–435. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v26i5.16520>
73. Brain, K. R., & Turner, T. D. (1975). *The practical evaluation of phytochemicals*. Wright Sciencetechina.
74. Bravo, L. (1998). Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, 56(11), 317–333. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.1998.tb01670.x>
75. Brodo, I. M. (2016). *Keys to lichens of North America: revised and expanded*. Yale University Press.
76. Broedbaek, K., Poulsen, H. E., Weimann, A., Kom, G. D., Schwedhelm, E., Nielsen, P., & Böger, R. H. (2009). Urinary excretion of biomarkers of oxidatively damaged DNA and RNA in hereditary hemochromatosis. *Free Radical Biology and Medicine*, 47(8), 1230–1233. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2009.08.004>
77. Bruneton, J. (1999). *Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales* (3e éd). Lavoisier Tec. et Doc.
78. Bui, A. D., Sharma, R., Henkel, R., & Agarwal, A. (2018). Reactive oxygen species impact on sperm DNA and its role in male infertility. *Andrologia*, 50(8), 1–10. <https://doi.org/10.1111/and.13012>
79. Burci, L. M., da Silva, C. B., Rondon, J. N., da Silva, L. M., de Andrade, S. F., Miguel, O. G., de Fátima Gaspari Dias, J., & Miguel, M. D. (2019). Acute and subacute (28 days) toxicity, hemolytic and cytotoxic effect of *Artocarpus heterophyllus* seed extracts. *Toxicology Reports*, 6(September 2017), 1304–1308. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2018.02.006>

Références Bibliographiques

80. Burgaz, A. R., Ahti, T., & Pino-Bodas, R. (2020). *Mediterranean Cladoniaceae*. Spanish Lichen Society.
81. Bursal, E., & Köksal, E. (2011). Evaluation of reducing power and radical scavenging activities of water and ethanol extracts from sumac (*Rhus coriaria* L.). *Food Research International*, 44(7), 2217–2221. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.11.001>
82. Butkhup, L., Samappito, W., & Jorjong, S. (2018). Evaluation of bioactivities and phenolic contents of wild edible mushrooms from northeastern Thailand. *Food Science and Biotechnology*, 27(1), 193–202. <https://doi.org/10.1007/s10068-017-0237-5>
83. Campos, J. C., Gomes, K. M. S., & Ferreira, J. C. B. (2013). Impact of exercise training on redox signaling in cardiovascular diseases. *Food and Chemical Toxicology*, 62, 107–119. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.08.035>
84. Cannon, P., Ekman, S., Kistenich, S., LaGreca, S., Printzen, C., Timdal, E., Aproot, A., Coppins, B., Fletcher, A., Sanderson, N., & Simkin, J. (2021). Lecanorales: Ramalinaceae including the genera *Bacidia*, *Bacidina*, *Bellicidia*, *Biatora*, *Bibbya*, *Bilimbia*, *Cliostomum*, *Kiliasia*, *Lecania*, *Megalalaria*, *Mycobilimbia*, *Phyllopsora*, *Ramalina*, *Scutula*, *Thalloidima*, *Toninia*, *Toniniopsis* and *Tylothallia*. *Revisions of British and Irish Lichens*, 11, 1–82.
85. Carlson, D. A., Mayer, M. S., Silhacek, D. L., James, J. D., Beroza, M., & Bierl, B. A. (1971). Sex attractant pheromone of the house fly: Isolation, identification and synthesis. *Science*, 174(4004), 76–78. <https://doi.org/10.1126/science.174.4004.76>
86. Cateni, F., Gargano, M. L., Procida, G., Venturella, G., Cirlincione, F., & Ferraro, V. (2022). Mycochemicals in wild and cultivated mushrooms: nutrition and health. In *Phytochemistry Reviews* (Vol. 21, Issue 2). Springer Netherlands. <https://doi.org/10.1007/s11101-021-09748-2>
87. Cavalier-Smith, T. (1993). Kingdom protozoa and its 18 phyla. *Microbiological Reviews*, 57(4), 953–994. <https://doi.org/10.1128/mmbr.57.4.953-994.1993>
88. Çayan, F., Tel-Çayan, G., Deveci, E., & Duru, M. E. (2021). HPLC–DAD characterization of phenolic profile and in vitro antioxidant, anticholinesterase, and antidiabetic activities of five mushroom species from Turkey. *3 Biotech*, 11(6), 1–11. <https://doi.org/10.1007/s13205-021-02819-3>
89. Çayan, F., Tel-Çayan, G., Deveci, E., Duru, M. E., & Türk, M. (2021). A detailed study on multifaceted bioactivities of the extracts and isolated compounds from truffle *Rehderomyces parvulusporus*. *International Journal of Food Science and Technology*, 1–9. <https://doi.org/10.1111/ijfs.15190>
90. Cerella, C., Kelkel, M., Viry, E., Dicato, M., Jacob, C., & Diederich, M. (2011). Naturally Occurring Organic Sulfur Compounds: An Example of a Multitasking Class of Phytochemicals in Anti-Cancer Research. In I. Rasooli (Ed.), *Phytochemicals-Bioactivities and Impact on Health* (Vol. 2, pp. 1–40). InTech. <https://doi.org/10.5772/26003>
91. Chaker, A., Moulaï, R., & Tahar, A. (2021). Diversité des lichens du Parc National de Djurdjura (Algérie). *Bulletin de La Société Royale Des Sciences de Liège*, 90, 189–212. <https://doi.org/10.25518/0037-9565.10494>
92. Chandra, S., Chatterjee, P., Dey, P., & Bhattacharya, S. (2012). Evaluation of in vitro anti-inflammatory activity of coffee against the denaturation of protein. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(1 SUPPL.), S178–S180. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(12\)60154-3](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60154-3)
93. Chaouche, T. M., Haddouchi, F., Atik-Bekara, F., Ksouri, R., Azzi, R., Boucherit, Z., Tefiani, C., & Larbat, R. (2015). Antioxidant, haemolytic activities and HPLC-DAD-ESI-MSn characterization of phenolic compounds from root bark of *Juniperus oxycedrus* subsp. *oxycedrus*. *Industrial Crops and Products*, 64(1), 182–187. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.10.051>
94. Chaturvedi, V. K., Agarwal, S., Gupta, K. K., Ramteke, P. W., & Singh, M. P. (2018). Medicinal mushroom: boon for therapeutic applications. *3 Biotech*, 8, 334. <https://doi.org/10.1007/s13205-018-1358-0>
95. Chaudhary, R., & Tripathy, A. (2015). Isolation and Identification of Bioactive Compounds from *Irpex Lacteus* Wild Fleshy Fungi. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 7(7), 424.
96. Chaudhuri, S., Banerjee, A., Basu, K., Sengupta, B., & Sengupta, P. K. (2007). Interaction of flavonoids with red blood cell membrane lipids and proteins: Antioxidant and antihemolytic effects. *International Journal of Biological Macromolecules*, 41(1), 42–48. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2006.12.003>
97. Chauhan, A., Sharma, P. K., Srivastava, P., Kumar, N., & Dudhe, R. (2010). Plants Having Potential Antidiabetic Activity: A Review. *Der Pharmacia Lettre*, 2(3), 369–387. www.scholarsresearchlibrary.com
98. Chaumeton, H. (2010). *Guide encyclopédique des champignons*. Artémis éditions.
99. Chavant, L. (2008). *Champignons toxiques & comestibles. Les confusions à éviter*. Institut Klorane.
100. Chekireb, D., Moreau, P.-A., & Courtecuisse, R. (2013). Les russules des subéraies d'Algérie. *Documents*

- Mycologiques*, 35, 325–347.
101. Chen, L., Deng, H., Cui, H., Fang, J., Zuo, Z., Deng, J., Li, Y., Wang, X., & Zhao, L. (2018). Inflammatory responses and inflammation-associated diseases in organs. *Oncotarget*, 9(6), 7204–7218. <https://doi.org/10.18632/oncotarget.23208>
 102. Chen, T., Liu, A. B., Sun, S., Ajami, N. J., Ross, M. C., Wang, H., Zhang, L., Reuhl, K., Kobayashi, K., Onishi, J. C., Zhao, L., & Yang, C. S. (2019). Green Tea Polyphenols Modify the Gut Microbiome in db/db Mice as Co-Abundance Groups Correlating with the Blood Glucose Lowering Effect. *Molecular Nutrition and Food Research*, 63(8), 1–10. <https://doi.org/10.1002/mnfr.201801064>
 103. Chen, Y., Xie, M., Li, W., Zhang, H., Nie, S., Wang, Y., & Li, C. (2012). An effective method for deproteinization of bioactive polysaccharides extracted from lingzhi (*Ganoderma atrum*). *Food Science and Biotechnology*, 21(1), 191–198. <https://doi.org/10.1007/s10068-012-0024-2>
 104. Chen, Z., Duan, H., Tong, X., Hsu, P., Han, L., Morris-Natschke, S. L., Yang, S., Liu, W., & Lee, K. H. (2018). Cytotoxicity, Hemolytic Toxicity, and Mechanism of Action of Pulsatilla Saponin D and Its Synthetic Derivatives. *Journal of Natural Products*, 81(3), 465–474. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.7b00578>
 105. Cherukuri, S., Batchu, U. R., Mandava, K., Cherukuri, V., & Ganapuram, K. R. (2017). Formulation and evaluation of transdermal drug delivery system for simvastatin. *International Journal of Pharmaceutical Investigation*, 7(1), 10–17. https://doi.org/10.4103/jphi.JPHI_35_16
 106. Cheshmeh Ali, M. R. H., Khosroyar, S., & Mohammadi, A. (2018). Evaluation of in vitro anti-inflammatory activity of harpagophytum procumbens and urtica dioica against the denaturation of protein. *Plant Archives*, 18(1), 161–166.
 107. Chevion, M., Berenshtein, E., & Stadtman, E. R. (2000). Human studies related to protein oxidation: Protein carbonyl content as a marker of damage. *Free Radical Research*, 33(SUPPL.), S99-S-108.
 108. Choi, J., Reipa, V., Hitchins, V. M., Goering, P. L., & Malinauskas, R. A. (2011). Physicochemical Characterization and in vitro hemolysis evaluation of silver nanoparticles. *Toxicological Sciences*, 123(1), 133–143. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfr149>
 109. Choudhury, D., Dutta, K. N., & Kalita, R. (2021). a Review on Transdermal Patches Used As an Anti-Inflammatory Agent. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 14, 21–26. <https://doi.org/10.22159/ajpcr.2021.v14i12.43277>
 110. Christiansen, J. V., Larsen, T. O., & Frisvad, J. C. (2022). Production of Fungal Quinones: Problems and Prospects. *Biomolecules*, 12(8), 1041. <https://doi.org/10.3390/biom12081041>
 111. Çimen, M. Y. B. (2008). Free radical metabolism in human erythrocytes. *Clinica Chimica Acta*, 390(1–2), 1–11. <https://doi.org/10.1016/j.cca.2007.12.025>
 112. Clark, S. F. (2008). Iron deficiency anemia. *Nutrition in Clinical Practice*, 23(2), 128–141. <https://doi.org/10.1177/0884533608314536>
 113. Collin, F. (2019). Chemical basis of reactive oxygen species reactivity and involvement in neurodegenerative diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(10), 2407. <https://doi.org/10.3390/ijms20102407>
 114. Comandini, O., Contu, M., & Rinaldi, A. C. (2006). An overview of *Cistus* ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 16(6), 381–395. <https://doi.org/10.1007/s00572-006-0047-8>
 115. Costa Orsine, V. J., da Costa, V. R., da Silva, C. R., Almeida Santos, M. de F. M., & Garbi Novaes, M. R. C. (2012). The acute cytotoxicity and lethal concentration (LC 50) of *Agaricus sylvaticus* through hemolytic activity on human erythrocyte. *International Journal of Nutrition and Metabolism*, 4(11), 19–23. <https://doi.org/10.5897/IJNAM11.064>
 116. Courtecuisse, R., & Duhem, B. (2013a). *Champignons de France et d'Europe* (Delachaux).
 117. Courtecuisse, R., & Duhem, B. (2013b). *Champignons de France et d'Europe*. Delachaux et Niestlé.
 118. Cousin, M. A. (2014). Fungi: Classification of the Eukaryotic Ascomycetes. In *Encyclopedia of Food Microbiology* (Second Edi, Vol. 2). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384730-0.00137-3>
 119. Coxon, G. D., Douglas, J. D., & Minnikin, D. E. (2003). Facile synthesis of (Z)-tetracos-5-enoic acid and racemic cis-4-(2-octadecylcyclopropane-1-yl)-butanoic acid. *Chemistry and Physics of Lipids*, 126(1), 49–53. [https://doi.org/10.1016/S0009-3084\(03\)00092-6](https://doi.org/10.1016/S0009-3084(03)00092-6)
 120. Chun, S., Gopal, J., & Muthu, M. (2021). Antioxidant activity of mushroom extracts/polysaccharides —their antiviral properties and plausible antiCOVID-19 properties. *Antioxidants*, 10(12). <https://doi.org/10.3390/antiox10121899>

Références Bibliographiques

121. Czubinski, J., Wroblewska, K., Czyzniejewski, M., Górnaś, P., Kachlicki, P., & Siger, A. (2019). Bioaccessibility of defatted lupin seed phenolic compounds in a standardized static in vitro digestion system. *Food Research International*, *116*, 1126–1134. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.09.057>
122. Dahham, S. S., Al-Rawi, S. S., Ibrahim, A. H., Majid, A. S. A., & Shah Abdul Majid, A. M. (2018). Antioxidant, anticancer, apoptosis properties and chemical composition of black truffle *Terfezia claveryi*. *Saudi Journal of Biological Sciences*, *25*(8), 1524–1534. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.01.031>
123. Dai, F., Miao, Q., Zhou, B., Yang, L., & Liu, Z. L. (2006). Protective effects of flavonols and their glycosides against free radical-induced oxidative hemolysis of red blood cells. *Life Sciences*, *78*(21), 2488–2493. <https://doi.org/10.1016/j.lfs.2005.10.009>
124. Darwish, F. M. M., & Reinecke, M. G. (2003). Ecdysteroids and other constituents from *Sida spinosa* L. *Phytochemistry*, *62*(8), 1179–1184. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(03\)00021-9](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(03)00021-9)
125. Darwish, R. S., Shawky, E., Nassar, K. M., Rashad ElSayed, R. M., Hussein, D. E., Ghareeb, D. A., & El Sohafy, S. M. (2021). Differential anti-inflammatory biomarkers of the desert truffles *Terfezia claveryi* and *Tirmania nivea* revealed via UPLC-QqQ-MS-based metabolomics combined to chemometrics. *Lwt*, *150*(March), 111965. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111965>
126. de Jonge, G., dos Santos, T. L., Cruz, B. R., Simionatto, M., Bittencourt, J. I. M., Krum, E. A., Moss, M. F., & Borato, D. C. K. (2018). Interference of in vitro hemolysis complete blood count. *Journal of Clinical Laboratory Analysis*, *32*(5), 1–8. <https://doi.org/10.1002/jcla.22396>
127. De Luca, V., & Laflamme, P. (2001). The expanding universe of alkaloid biosynthesis. *Current Opinion in Plant Biology*, *4*(3), 225–233. [https://doi.org/10.1016/S1369-5266\(00\)00165-5](https://doi.org/10.1016/S1369-5266(00)00165-5)
128. Debray, M., Jacquemin, H., & Razafindrabo, R. (1971). *Contributions à l'Inventaire des Plantes Médicinales de Madagascar. Travaux et Documents de l'ORSTOM* (Vol. 8). Office de la Recherche Scientifique et Technique.
129. Dénès, F., Pichowicz, M., Povie, G., & Renaud, P. (2014). Thiyl Radicals in Organic. *Chem. Rev*, *XXX*(XXX), XXX–XXX. <https://doi.org/10.1021/cr400441m> | Chem.
130. Derouich, M., Bouhlali, E. D. T., Bammou, M., Hmidani, A., Sellam, K., & Alem, C. (2020). Bioactive Compounds and Antioxidant, Antiperoxidative, and Antihemolytic Properties Investigation of Three Apiaceae Species Grown in the Southeast of Morocco. *Scientifica*, *2020*. <https://doi.org/10.1155/2020/3971041>
131. Desai, M. P., Patil, R. V., & Pawar, K. D. (2020). Green biogenic approach to optimized biosynthesis of noble metal nanoparticles with potential catalytic, antioxidant and antihemolytic activities. *Process Biochemistry*, *98*(August), 172–182. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2020.08.005>
132. Després, J. (2012). *L'univers des champignons*. Les Presses de l'Université de Montréal.
133. Dewanto, V., Xianzhong, W., Adom, K. K., & Liu, R. H. (2002). Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *50*(10), 3010–3014. <https://doi.org/10.1021/jf0115589>
134. Dey, P., Chatterjee, P., Chandra, S., & Bhattacharya, S. (2011). Comparative in vitro evaluation of anti-inflammatory effects of aerial parts and roots from *Mikania scandens*. *Journal of Advanced Pharmacy Education & Research*, *1*(6), 271–277. [http://japer.sperpublications.com/oldjaper/Issue/Issue 6 Dec/50.pdf](http://japer.sperpublications.com/oldjaper/Issue/Issue%206%20Dec/50.pdf)
135. Dhibi, M., Issaoui, M., Brahmi, F., Mechri, B., Mnari, A., Cheraiif, I., Skhiri, F., Gazzah, N., & Hammami, M. (2014). Nutritional quality of fresh and heated Aleppo pine (*Pinus halepensis* Mill.) seed oil: Trans-fatty acid isomers profiles and antioxidant properties. *Journal of Food Science and Technology*, *51*(8), 1442–1452. <https://doi.org/10.1007/s13197-012-0664-5>
136. Di Meo, S., & Venditti, P. (2020). Evolution of the Knowledge of Free Radicals and Other Oxidants. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2020*. <https://doi.org/10.1155/2020/9829176>
137. Dias, E. S., & de Brito, M. R. (2017). Mushrooms: Biology and Life Cycle. In C. Z. Diego & A. Pardo-Giménez (Eds.), *Edible and Medicinal Mushrooms: Technology and Applications* (First, pp. 15–33). John Wiley & Sons Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781119149446.ch3>
138. Ditmars, F., Davis, J., Greiner, B., & Reynoso, D. (2022). Challenging Detection of Latent Tuberculosis in a Patient Undergoing High-Dose Corticosteroid Therapy for Acute Hemolytic Anemia and Rheumatoid Arthropathy. *Authorea Preprints*, 1–5.
139. Djelloul, R. (2014). *Cartographie des champignons au niveau du Parc National d'El Kala (Nord Est Algérien)*. Doctoral dissertation. Badji Mokhtar University of Annaba.
140. Djelloul, R., Samraoui, B., & Sellami, N. L. (2010). Inventory and distribution of higher fungi (macrofungi)

- at the bog Ain Khair (El Kala National Park , north east of Algeria). *Annals of Biological Research*, 1(4), 95–105.
141. Domínguez, X. A., Velasquez, J. O., & Guerra, D. (1972). Extractives from the flowers of *Fouquieria splendens*. *Phytochemistry*, 11(9), 2888. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)86538-3](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)86538-3)
142. Donova, M. V. (2017). Steroid Bioconversions. In J.-L. Barredo & I. Herráiz (Eds.), *Microbial Steroids: Methods and Protocols, Methods in Molecular Biology* (Vol. 1645, pp. 1–13). Springer Science+Business Media LLC. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-7183-1_1
143. Dorleans, G. (1972). Étude mycologique – Région de Chréa. *Annales de l'Institut National Agronomique El Harrach*, 7, 27–42.
144. Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., & Smith, F. (1956). Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350–356.
145. Ducreux, G. (2002). *Introduction à la botanique*. Belin.
146. El-Ramady, H., Abdalla, N., Badgar, K., Llanaj, X., Törös, G., Hajdú, P., Eid, Y., & Prokisch, J. (2022). Edible Mushrooms for Sustainable and Healthy Human Food: Nutritional and Medicinal Attributes. *Sustainability (Switzerland)*, 14(9). <https://doi.org/10.3390/su14094941>
147. El Enshasy, H., Elsayed, E. A., Aziz, R., & Wadaan, M. A. (2013). Mushrooms and truffles: Historical biofactories for complementary medicine in Africa and in the middle East. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013. <https://doi.org/10.1155/2013/620451>
148. El Omari, N., Guaouguaou, F. E., El Menyiy, N., Benali, T., Aanniz, T., Chamkhi, I., Balahbib, A., Taha, D., Ali Shariati, M., Zengin, G., El-shazly, M., & Bouyahya, A. (2021). Phytochemical and biological activities of *Pinus halepensis* mill., and their ethnomedicinal use. *Journal of Ethnopharmacology Journal*, 268, 113661. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2020.113661>
149. Elhag, D. A., Kumar, M., Saadaoui, M., Akobeng, A. K., Al-Mudahka, F., Elawad, M., & Al Khodor, S. (2022). Inflammatory Bowel Disease Treatments and Predictive Biomarkers of Therapeutic Response. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(13), 6966. <https://doi.org/10.3390/ijms23136966>
150. Elkanzi, N. A. A., Hrichi, H., Alolayan, R. A., Derafa, W., Zahou, F. M., & Bakr, R. B. (2022). Synthesis of Chalcones Derivatives and Their Biological Activities: A Review. *ACS Omega*, 7(32), 27769–27786. <https://doi.org/10.1021/acsomega.2c01779>
151. Evers, J., Albert, F., Bazar, L., Sulica, V., & Sacher, R. A. (2022). Autoimmune hemolytic anemia presenting in sézary syndrome: Report of a case and review of the literature. *Acta Haematologica*, 12(11), 1787. <https://doi.org/10.1159/000204595>
152. Eyssartier, G. (2018). *Champignons Tout ce qu'il faut savoir en mycologie*. Belin.
153. Eyssartier, G., & Roux, P. (2017). *Le guide des champignons France et Europe 3100 espèces 1500 photos* (4th ed.). Belin.
154. Fan, J. P., & He, C. H. (2006). Simultaneous quantification of three major bioactive triterpene acids in the leaves of *Diospyros kaki* by high-performance liquid chromatography method. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41(3), 950–956. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2006.01.044>
155. Farag, M. A., Fathi, D., Shamma, S., Shawkat, M. S. A., Shalabi, S. M., Seedi, H. R. El, & Afifi, S. M. (2021). Comparative metabolome classification of desert truffles *Terfezia claveryi* and *Terfezia boudieri* via its aroma and nutrients profile. *LWT*, 142, 111046. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111046>
156. Farnsworth, N. R. (1966). Biological and Phytochemical Screening of Plants. *Journal of Pharmaceutical Sciences*, 55(3), 225–276. <https://doi.org/10.1126/science.151.3712.874>
157. Faurel, L., Ozenda, P., & Shcotter, G. (1951). Trois lichens rares à aire très disjointe. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord.*, 42, 113–118.
158. Feau, N., Decourcelle, T., Husson, C., Desprez-Loustau, M. L., & Dutech, C. (2011). Finding single copy genes out of sequenced genomes for multilocus phylogenetics in non-model fungi. *PLoS ONE*, 6(4 e18803), 1–17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0018803>
159. Ferrero-Miliani, L., Nielsen, O. H., Andersen, P. S., & Girardin, S. E. (2007). Chronic inflammation: Importance of NOD2 and NALP3 in interleukin-1 β generation. *Clinical and Experimental Immunology*, 147(2), 227–235. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2249.2006.03261.x>
160. Finlay, D. B., Sircombe, K. J., Nimick, M., Jones, C., & Glass, M. (2020). Terpenoids From Cannabis Do Not Mediate an Entourage Effect by Acting at Cannabinoid Receptors. *Frontiers in Pharmacology*, 11(March), 1–9. <https://doi.org/10.3389/fphar.2020.00359>

Références Bibliographiques

161. Flagey, C. (1896). Catalogue des lichens de l'Algérie. In J. A. Battandier & L. Trabut (Eds.), *La flore de l'Algérie* (Vol. 3, pp. 1–174). Typographie Adolphe Jourdan, imprimeur-librairie-éditeur.
162. Folin, O., & Ciocalteu, V. (1927). Tyrosine and Tryptophane in Proteins. *Journal of Biological Chemistry*, 73(2), 627–648.
163. Fortin, G., & Labbé, R. (2019). *Les spores des hyménomycètes*. <http://blog.mycoquebec.org/blog/les-spores-des-hymenomycetes/>
164. Fricker, M. D., Heaton, L. L. M., Jones, N. S., & Boddy, L. (2017). The Mycelium as a Network. *Microbiology Spectrum*, 5(3). <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.funk-0033-2017>
165. Furman, D., Campisi, J., Verdin, E., Carrera-Bastos, P., Targ, S., Franceschi, C., Ferrucci, L., Gilroy, D. W., Fasano, A., Miller, G. W., Miller, A. H., Mantovani, A., Weyand, C. M., Barzilai, N., Goronzy, J. J., Rando, T. A., Effros, R. B., Lucia, A., Kleinstreuer, N., & Slavich, G. M. (2019). Chronic inflammation in the etiology of disease across the life span. *Nature Medicine*, 25(12), 1822–1832. <https://doi.org/10.1038/s41591-019-0675-0>
166. Gallagher, P. G. (2020). Hemolytic Anemias : Red Blood Cell Membrane and Metabolic Defects. In L. Goldman (Ed.), *Goldman-Cecil Medicine 2-volume Set* (Twenty Six, pp. 1046-1055.e2). Elsevier Inc.
167. Gao, X., Santhanam, R. K., Xue, Z., Jia, Y., Wang, Y., Lu, Y., Phisalaphong, M., & Chen, H. (2020). Antioxidant, α -amylase and α -glucosidase activity of various solvent fractions of *I. obliquus* and the preventive role of active fraction against H₂O₂ induced damage in hepatic L02 cells as fungisome. *Journal of Food Science*, 85(4), 1060–1069. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.15084>
168. García-becerra, L., Mitjans, M., Rivas-morales, C., Verde-star, J., Oranday-Cárdenas, A., & María, P. V. (2016). Antioxidant comparative effects of two grape pomace Mexican extracts from vineyards on erythrocytes. *Food Chemistry*, 194, 1081–1088. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.08.131>
169. Garrab, M., Edziri, H., El Mokni, R., Mastouri, M., Mabrouk, H., & Douki, W. (2019). Phenolic composition, antioxidant and anticholinesterase properties of the three mushrooms *Agaricus silvaticus* Schaeff., *Hydnum rufescens* Pers. and *Meripilus giganteus* (Pers.) Karst. in Tunisia. *South African Journal of Botany*, 124, 359–363. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.05.033>
170. Gazzani, G., Papetti, A., Daglia, M., & Berte, F. (1998). *Protective Activity of Water Soluble Components of Some Common Diet Vegetables on Rat Liver Microsome and the Effect of Thermal Treatment*. 4.
171. Ge, J., Liu, Z., Zhong, Z., Wang, L., Zhuo, X., Li, J., Jiang, X., Ye, X. Y., Xie, T., & Bai, R. (2022). Natural terpenoids with anti-inflammatory activities: Potential leads for anti-inflammatory drug discovery. *Bioorganic Chemistry*, 124(February), 105817. <https://doi.org/10.1016/j.bioorg.2022.105817>
172. Geissmann, T. A. (1962). *The chemistry of flavonoid compounds* (First Amer). Macmillan co.
173. Gentile, F., Arcaro, A., Pizzimenti, S., Daga, M., Cetrangolo, G. P., Dianzani, C., Lepore, A., Graf, M., Ames, P. R. J., & Barrera, G. (2017). DNA damage by lipid peroxidation products: implications in cancer, inflammation and autoimmunity. *AIMS Genetics*, 04(02), 103–137. <https://doi.org/10.3934/genet.2017.2.103>
174. Gerhardt, E. (2008). *Guide Vigot des champignons* (M. Cuisin (Trans.); 4th ed.). Vigot.
175. Ghalem, A., Barbosa, I., Bouhraoua, R. T., & Costa, A. (2016). Comparing cork quality from Hafir-Zarieffet mountain forest (Tlemcen, Algeria) vs. Tagus basin Montado (Benavente, Portugal). *Cogent Biology*, 2(1), 1236431. <https://doi.org/10.1080/23312025.2016.1236431>
176. Gibbs, R. D. (1974). *Chemotaxonomy of flowering plants: Vol. vol.1*. McGill-Queen's University Press.
177. Gibbs, R Darnley. (1974). *Chemotaxonomy of flowering plants: four volumes* (Vol. 1). McGill-Queen's University Press-MQUP.
178. Gil-Ramírez, A., Pavo-Caballero, C., Baeza, E., Baenas, N., Garcia-Viguera, C., Marín, F. R., & Soler-Rivas, C. (2016). Mushrooms do not contain flavonoids. *Journal of Functional Foods*, 25, 1–13. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2016.05.005>
179. Giles, G. I., Nasim, M. J., Ali, W., & Jacob, C. (2017). The reactive sulfur species concept: 15 years on. *Antioxidants*, 6(38), 1–29. <https://doi.org/10.3390/antiox6020038>
180. Gioacchini, A. M., Menotta, M., Bertini, L., Rossi, I., Zeppa, S., Zambonelli, A., Piccoli, G., & Stocchi, V. (2005). Solid-phase microextraction gas chromatography/mass spectrometry: A new method for species identification of truffles. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, 19(17), 2365–2370. <https://doi.org/10.1002/rcm.2031>
181. Girard, A., Madani, S., Boukortt, F., Cherkaoui-Malki, M., Belleville, J., & Prost, J. (2006). Fructose-enriched diet modifies antioxidant status and lipid metabolism in spontaneously hypertensive rats. *Nutrition*, 22(7–8), 758–766. <https://doi.org/10.1016/j.nut.2006.05.006>

Références Bibliographiques

182. Gladioux, P., Byrnes, E. J., Aguilera, G., Fisher, M., Billmyre, R. B., Heitman, J., & Giraud, T. (2017). Epidemiology and Evolution of Fungal Pathogens in Plants and Animals. *Genetics and Evolution of Infectious Diseases Elsevier*, 71–98. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-799942-5.00004-4>
183. Gminder, L. (2019). *Il est bon ce champignon? 175 espèces décrites* (C. Chareyer (Trans.)). Larousse.
184. Goldstein, J. L., & Swain, T. (1963). Changes in tannins in ripening fruits. *Phytochemistry*, 2(4), 371–383.
185. González-Gallego, J., García-Mediavilla, M. V., Sánchez-Campos, S., & Tuñó, M. J. (2010). Fruit polyphenols, immunity and inflammation. *British Journal of Nutrition*, 104(SUPPL.3), S15–S27. <https://doi.org/10.1017/S0007114510003910>
186. Govindappa, M., Channabasava, R., Sowmya, D. V., Meenakshi, J., Shreevidya, M. R., Lavanya, A., Santoyo, G., & Sadananda, T. S. (2011). Phytochemical screening, antimicrobial and in vitro anti-inflammatory activity of endophytic extracts from *Loranthus* sp. *Pharmacognosy Journal*, 3(25), 82–90. <https://doi.org/10.5530/pj.2011.25.15>
187. Gowd, V., Karim, N., Shishir, M. R. I., Xie, L., & Chen, W. (2019). Dietary polyphenols to combat the metabolic diseases via altering gut microbiota. *Trends in Food Science and Technology*, 93(April), 81–93. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.09.005>
188. Granato, D., Santos, J. S., Maciel, L. G., & Nunes, D. S. (2016). Chemical perspective and criticism on selected analytical methods used to estimate the total content of phenolic compounds in food matrices. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, 80, 266–279. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2016.03.010>
189. Groves, J. W. (1981). *champignons comestibles et vénéreux du Canada*. Agriculture Canada.
190. Guarro, J., Gené, J., & Stchigel, A. M. (1999). Developments in fungal taxonomy. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(3), 454–500. <https://doi.org/10.1128/cmr.12.3.454>
191. Gueboudji, Z., Addad, D., Kadi, K., Nagaz, K., Secrafi, M., Yahya, L. Ben, Lachehib, B., & Abdelmalek, A. (2022). Biological activities and phenolic compounds of olive oil mill wastewater from Abani, endemic Algerian variety. *Scientific Reports*, 12(1), 1–16. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-10052-y>
192. Gülçin, I. (2006). Antioxidant activity of caffeic acid (3,4-dihydroxycinnamic acid). *Toxicology*, 217(2–3), 213–220. <https://doi.org/10.1016/j.tox.2005.09.011>
193. Gunter, B. R., Butler, K. A., Wallace, R. L., Smith, S. M., & Harirforoosh, S. (2017). Non-steroidal anti-inflammatory drug-induced cardiovascular adverse events: a meta-analysis. *Journal of Clinical Pharmacy and Therapeutics*, 42(1), 27–38. <https://doi.org/10.1111/jcpt.12484>
194. Gupta, P. M., Perrine, C. G., Mei, Z., & Scanlon, K. S. (2016). Iron, anemia, and Iron deficiency anemia among young children in the United States. *Nutrients*, 8(6), 330. <https://doi.org/10.3390/nu8060330>
195. Haddouchi, F., Chaouche, T. M., & Halla, N. (2016). Screening phytochimique, activités antioxydantes et pouvoir hémolytique de quatre plantes sahariennes d'Algérie. *Phytotherapie*, 1–9. <https://doi.org/10.1007/s10298-016-1086-8>
196. Haimed, M., Nmichi, A., Ouazzani Touhami, A., Benkirane, R., & Douira, A. (2013). Bibliographic inventory of Moroccan Central Plateau fungi. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 18(2), 2723–2749.
197. Hajam, Y. A., Malik, J. A., Pandita, D., & Rani, R. (2023). Diabetes Mellitus: History, Diagnosis, Classification, Pathophysiology, and Risk Factors. In D. Pandita, A. Pandita, & C. Bhanu (Eds.), *Antidiabetic potential of plants in the Era of Omics* (First, pp. 3–30). Apple Academic Press Inc. Co-published with CRC Press (Taylor & Francis).
198. Hajam, Y. A., Rani, R., Malik, J. A., Pandita, A., Sharma, R., & Kumar, R. (2023). Diabetes Mellitus: Signs and Symptoms, Epidemiology, Current Prevention, Management Therapies, and Treatments. In D. Pandita, A. Pandita, & C. Bhanu (Eds.), *Antidiabetic potential of plants in the Era of Omics* (pp. 31–78). Apple Academic Press Inc. Co-published with CRC Press (Taylor & Francis).
199. Halevas, E., Kokotidou, C., Zaimai, E., Moschona, A., Lialiaris, E., Mitraki, A., Lialiaris, T., & Pantazaki, A. (2021). Evaluation of the hemocompatibility and anticancer potential of poly(ϵ -caprolactone) and poly(3-hydroxybutyrate) microcarriers with encapsulated chrysin. *Pharmaceutics*, 13(1), 1–22. <https://doi.org/10.3390/pharmaceutics13010109>
200. Haminiuk, C. W. I., Maciel, G. M., Plata-Oviedo, M. S. V., & Peralta, R. M. (2012). Phenolic compounds in fruits - an overview. *International Journal of Food Science and Technology*, 47(10), 2023–2044. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2012.03067.x>
201. Hamza, A., Zouari, N., Zouari, S., Jdir, H., Zaidi, S., Gtari, M., & Neffati, M. (2016). Nutraceutical potential, antioxidant and antibacterial activities of *Terfezia boudieri* Chatin, a wild edible desert truffle from Tunisia arid

- zone. *Arabian Journal of Chemistry*, 9(3), 383–389. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2013.06.015>
202. Han, C. H., Zhang, G. Q., Wang, H. X., & Ng, T. B. (2010). Schizolysin, a hemolysin from the split gill mushroom *Schizophyllum commune*. *FEMS Microbiology Letters*, 309(2), 115–121. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2010.02022.x>
203. Haslam, E., & Cai, Y. (1994). Plant polyphenols (Vegetable tannins): Gallic acid metabolism. *Natural Product Reports*, 11, 41–66. <https://doi.org/10.1039/NP9941100041>
204. Hawksworth, David L. (2012). Global species numbers of fungi: Are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? *Biodiversity and Conservation*, 21(9), 2425–2433. <https://doi.org/10.1007/s10531-012-0335-x>
205. Hawksworth, David L., & Lücking, R. (2017). Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. *Microbiol Spectrum (Microbiology Spectrum American Society for Microbiology Press)*, 5(4), 1–17. <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0052-2016.Correspondence>
206. Hawksworth, David L., & Mueller, G. M. (2005). Fungal communities: their diversity and distribution. In J. Dighton, J. F. White, & P. Oudemans (Eds.), *The Fungal Community: Its Organization and Role in the Ecosystem* (3rd ed., Vol. 23, pp. 27–38). CRC Press Taylor & Francis Group.
207. Hawksworth, David Leslie. (1991). The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological Research*, 95(6), 641–655. [https://doi.org/10.1016/S0953-7562\(09\)80810-1](https://doi.org/10.1016/S0953-7562(09)80810-1)
208. He, P., Li, F., Huang, L., Xue, D., Liu, W., & Xu, C. (2016). Chemical characterization and antioxidant activity of polysaccharide extract from spent mushroom substrate of *Pleurotus eryngii*. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*, 69(October), 48–53. <https://doi.org/10.1016/j.jtice.2016.10.017>
209. Heads, S. W., Miller, A. N., Crane, J. L., Thomas, M. J., Ruffatto, D. M., Methven, A. S., Raudabaugh, D. B., & Wang, Y. (2017). The oldest fossil mushroom. *PLoS ONE*, 12(6), 6–11. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0178327>
210. Heckman, D. S., Geiser, D. M., Eidell, B. R., Stauffer, R. L., Kardos, N. L., & Hedges, S. B. (2001). Molecular evidence for the early colonization of land by fungi and plants. *Science*, 293(5532), 1129–1133. <https://doi.org/10.1126/science.1061457>
211. Heendeniya, S. N., Ratnasooriya, W. D., & Pathirana, R. N. (2018). In vitro investigation of anti-inflammatory activity and evaluation of phytochemical profile of *Syzygium caryophyllatum*. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(1), 1759–1763.
212. Heimler, D., Vignolini, P., Dini, M. G., & Romani, A. (2005). Rapid tests to assess the antioxidant activity of *Phaseolus vulgaris* L. dry beans. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(8), 3053–3056. <https://doi.org/10.1021/jf049001r>
213. Heleno, S. A., Barros, L., Sousa, M. J., Martins, A., & Ferreira, I. C. F. R. (2009). Study and characterization of selected nutrients in wild mushrooms from Portugal by gas chromatography and high performance liquid chromatography. *Microchemical Journal*, 93(2), 195–199. <https://doi.org/10.1016/j.microc.2009.07.002>
214. Heleno, S. A., Barros, L., Sousa, M. J., Martins, A., & Ferreira, I. C. F. R. (2010). Tocopherols composition of Portuguese wild mushrooms with antioxidant capacity. *Food Chemistry*, 119(4), 1443–1450. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.025>
215. Henriot, A., & Cheype, J.-L. (2016). *Piximètre La mesure de dimensions sur images*. Version 5.9. <http://ach.log.free.fr/Piximetre/Bin/Didacticiel Piximetre.pdf>
216. Heravi, M. M., & Zadsirjan, V. (2021). *Recent Applications of Selected Name Reactions in the Total Synthesis of Alkaloids*. Elsevier Inc.
217. Herr, J. R., Öpik, M., & Hibbett, D. S. (2015). Towards the unification of sequence-based classification and sequence-based identification of host-associated microorganisms. *New Phytologist*, 205(01), 27–31. <https://doi.org/10.1111/nph.13180>
218. Hiai, S., Oura, H., Hamanaka, H., & Odaka, Y. (1975). A color reaction of panaxadiol with vanillin and sulfuric acid. *Planta Medica*, 28(06), 131–138.
219. Hiai, S., Oura, H., & Nakajima, T. (1976). Color reaction of some saponinins and saponins with vanillin and sulfuric acid. *Planta Medica*, 29(2), 116–122.
220. Hibbett, D., Abarenkov, K., Kõljalg, U., Öpik, M., Chai, B., Cole, J., Wang, Q., Crous, P., Robert, V., Helgason, T., Herr, J. R., Kirk, P., Lueschow, S., O'Donnell, K., Nilsson, R. H., Oono, R., Schoch, C., Smyth, C., Walker, D. M., ... Geiser, D. M. (2016). Sequence-based classification and identification of Fungi. *Mycologia*, 108(6), 1049–1068. <https://doi.org/10.3852/16-130>

Références Bibliographiques

221. Hibbett, D. S., Binder, M., Bischoff, J. F., Blackwell, M., Cannon, F., Eriksson, O. E., Huhndorf, S., James, T., Kirk, P. M., Matheny, P. B., McLaughlin, D. J., Powell, M. J., Redhead, S., Schoch, C. L., Spatafora, J. W., Stalpers, J. A., Vilgalys, R., Aime, M. C., Bauer, R., ... Weiss, M. (2007). A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, *111*(5), 509–547. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.004>
222. Hilmayanti, E., Nurlelarsi, Supratman, U., Kabayama, K., Shimoyama, A., & Fukase, K. (2022). Limonoids with anti-inflammatory activity: A review. *Phytochemistry*, *204*(October), 113469. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2022.113469>
223. Himbert, S., Alsop, R. J., Rose, M., Hertz, L., Dhaliwal, A., Moran-Mirabal, J. M., Verschoor, C. P., Bowdish, D. M. E., Kaestner, L., Wagner, C., & Rheinstädter, M. C. (2017). The Molecular Structure of Human Red Blood Cell Membranes from Highly Oriented, Solid Supported Multi-Lamellar Membranes. *Scientific Reports*, *7*(November 2016), 1–14. <https://doi.org/10.1038/srep39661>
224. Hofer, T., Badouard, C., Bajak, E., Ravanat, J. L., Mattsson, Å., & Cotgreave, I. A. (2005). Hydrogen peroxide causes greater oxidation in cellular RNA than in DNA. *Biological Chemistry*, *386*(4), 333–337. <https://doi.org/10.1515/BC.2005.040>
225. Hormones, S. (2019). Plants are Capable of Synthesizing Animal. *Molecules*, *24*(14), 2585.
226. Hou, W., Hu, S., Su, Z., Wang, Q., Meng, G., Guo, T., Zhang, J., & Gao, P. (2018). Myricetin attenuates LPS-induced inflammation in RAW 264.7 macrophages and mouse models. *Future Medicinal Chemistry*, *10*(19), 2253–2264. <https://doi.org/10.4155/fmc-2018-0172>
227. Huart, D., Putot, O., Vilarelle, M., Geib, J.-P., Mulet, F., & Gavériaux, J.-P. (2015). *Guide de détermination des champignons dans le parc naturel régional des caps et marais d'opale : 180 espèces patrimoniales classées par milieu* (Vol. 1). Parc naturel régional des caps et marais d'Opale.
228. Hussein, J. M., Tibuhwa, D. D., Mshandete, A. M., & Kivaisi, A. K. (2015). Antioxidant properties of seven wild edible mushrooms from Tanzania. *African Journal of Food Science*, *9*(9), 471–479. <https://doi.org/10.5897/ajfs2015.1328>
229. Hyun, S. H., Kim, S. W., Seo, H. W., Youn, S. H., Kyung, J. S., Lee, Y. Y., In, G., Park, C. K., & Han, C. K. (2020). Physiological and pharmacological features of the non-saponin components in Korean Red Ginseng. *Journal of Ginseng Research*, *44*(4), 527–537. <https://doi.org/10.1016/j.jgr.2020.01.005>
230. Iova, A., Micle, O., Vicaș, L., Micle, L., Iova, S., Mureșan, M., & Ioniță, C. A. (2014). Oxidative stress in Alzheimer's dementia. *Biochimica et Biophysica Acta*, *1502*(1), 139–144.
231. Islam, T., Yu, X., & Xu, B. (2016). Phenolic profiles, antioxidant capacities and metal chelating ability of edible mushrooms commonly consumed in China. *Lwt*, *72*, 423–431. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.05.005>
232. Jackson, C. M., Esnouf, M. P., Winzor, D. J., & Duewer, D. L. (2007). Defining and measuring biological activity: Applying the principles of metrology. *Accreditation and Quality Assurance*, *12*(6), 283–294. <https://doi.org/10.1007/s00769-006-0254-1>
233. Jahromi, S. G. (2019). Extraction Techniques of Phenolic Compounds from Plants. In M. Soto-Hernández, R. García-Mateos, & M. Palma-Tenango (Eds.), *Plant Physiological Aspects of Phenolic Compounds* (pp. 1–18). IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.84705>
234. Jayasuriya, W. J. A. B. N., Handunnetti, S. M., Wanigatunge, C. A., Fernando, G. H., Abeytunga, D. T. U., & Suresh, T. S. (2020). Anti-Inflammatory Activity of *Pleurotus ostreatus*, a Culinary Medicinal Mushroom, in Wistar Rats. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, *2020*. <https://doi.org/10.1155/2020/6845383>
235. Jin, Y., Che, T., Yin, Y., Yu, G., Yang, Q., Liu, W., Ye, X., Yu, W., Alok, S., Chen, Y., Hon, B., Wong, C., Cheng, P., & Sun, H. (2014). Toxin lethal protein in mass consumption edible mushroom *Agrocybe aegerita* linked to strong hepatic toxicity. *Toxicon*, *90*, 273–285. <https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2014.08.066>
236. Juang, Y.-P., & Liang, P.-H. (2020). Biological and Pharmacological Effects of. *Molecules Review*, *25*, 4974.
237. Jure, P., Korošec, T., & Gregori, A. (2016). *Medicinal mushrooms*. MycoMedica. <https://www.ptonline.com/articles/how-to-get-better-mfi-results>
238. Kadi-Bennane, S. (2016). *Les ectomycorhizes du chêne liège : Effet des facteurs environnementaux*. Doctoral dissertation. Mouloud Mammeri University of Tizi-Ouzou.
239. Kakoti, M., Hazarika, D. J., Parveen, A., Dullah, S., Ghosh, A., Saha, D., Barooah, M., & Boro, R. C. (2021). Nutritional Properties, Antioxidant and Antihemolytic Activities of the Dry Fruiting Bodies of Wild Edible Mushrooms Consumed by Ethnic Communities of Northeast India. *Polish Journal of Food and Nutrition*

- Sciences*, 71(4), 463–480. <https://doi.org/10.31883/pjfn/144044>
240. Kanoh, R., Hatano, T., Ito, H., Yoshida, T., & Akagi, M. (2000). Effects of tannins and related polyphenols on superoxide-induced histamine release from rat peritoneal mast cells. *Phytomedicine*, 4(7), 297–302.
241. Keddad, A., & Bouznad, Z. (Eds.). (2018). *Catalogue des champignons d'Algérie*. Arts graphiques Edition.
242. Khaled, J. M., Alharbi, N. S., Mothana, R. A., Kadaikunnan, S., & Alobaidi, A. S. (2021). Biochemical profile by GC–MS of fungal biomass produced from the ascospores of *tirmania nivea* as a natural renewable resource. *Journal of Fungi*, 7(12), 1083. <https://doi.org/10.3390/jof7121083>
243. Khurshid, S., Javaid, A., Shoaib, A., Javed, S., & Qaisar, U. (2018). Antifungal activity of aerial parts of *Cenchrus pennisetiformis* against *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. *Planta Daninha*, 36, 1–10. <https://doi.org/10.1590/S0100-83582018360100023>
244. Kikuchi, T., Isobe, M., Uno, S., In, Y., Zhang, J., & Yamada, T. (2019). Strophasterols E and F: Rearranged ergostane-type sterols from *Pleurotus eryngii*. *Bioorganic Chemistry*, 89(May), 103011. <https://doi.org/10.1016/j.bioorg.2019.103011>
245. Kinnula, V. L., & Crapo, J. D. (2004). Superoxide dismutases in malignant cells and human tumors. *Free Radical Biology and Medicine*, 36(6), 718–744. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2003.12.010>
246. Kirk, P. M., Cannon, P. F., David, J. C., & Stalpers, J. A. (2001). *Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi* (9th ed).
247. Knipling, E. F. (1976). Role of pheromones and kairmones for insect suppression systems and their possible health and environmental impacts. *Environmental Health Perspectives*, vol.14, 145–152. <https://doi.org/10.1289/ehp.7614145>
248. Knudsen, H., & Petersen, J. H. (2005a). *Les champignons dans la nature: Les guides du naturaliste*. delachaux et niestlé.
249. Knudsen, H., & Petersen, J. H. (2005b). *Les champignons dans la nature* (G. Eyssartier (Trans.)). Delachaux et Niestlé.
250. Kohler, A., Kuo, A., Nagy, L. G., Morin, E., Barry, K. W., Buscot, F., Canbäck, B., Choi, C., Cichocki, N., Clum, A., Colpaert, J., Copeland, A., Costa, M. D., Doré, J., Floudas, D., Gay, G., Girlanda, M., Henrissat, B., Herrmann, S., ... Martin, F. (2015). Convergent losses of decay mechanisms and rapid turnover of symbiosis genes in mycorrhizal mutualists. *Nature Genetics*, 47(4), 410–415. <https://doi.org/10.1038/ng.3223>
251. Kour, H., Kour, D., Kour, S., Singh, S., Hashmi, S. A. J., Yadav, A. N., Kumar, K., Sharma, Y. P., & Ahluwalia, A. S. (2022). Bioactive compounds from mushrooms: Emerging bioresources of food and nutraceuticals. *Food Bioscience*, 50, 102124.
252. Koutrotsios, G., Kalogeropoulos, N., Kaliora, A. C., & Zervakis, G. I. (2018). Toward an Increased Functionality in Oyster (*Pleurotus*) Mushrooms Produced on Grape Marc or Olive Mill Wastes Serving as Sources of Bioactive Compounds [Research-article]. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 66(24), 5971–5983. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b01532>
253. Kroon, P., & Williamson, G. (2005). Polyphenols: Dietary components with established benefits to health? *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 85(8), 1239–1240. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2204>
254. Kumar, G., Karthik, L., & Rao, K. V. B. (2011). Haemolytic activity of Indian medicinal plants toward human erythrocytes: an in vitro study. *Elixir Applied Botany*, 40(June 2014), 5534–5537.
255. Kumar, S. B., Arnipalli, S. R., Mehta, P., Carrau, S., & Ziouzenkova, O. (2022). Iron Deficiency Anemia: Efficacy and Limitations of Nutritional and Comprehensive Mitigation Strategies. *Nutrients*, 14(14), 2976. <https://doi.org/10.3390/nu14142976>
256. Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and Biological Activities of Flavonoids: An Overview. *The Scientific World Journal*, 2013. <https://doi.org/10.1155/2013/162750>
257. Kumaran, A., & Joel Karunakaran, R. (2007). In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five *Phyllanthus* species from India. *LWT - Food Science and Technology*, 40(2), 344–352. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.011>
258. Laberche, J. (2010). *Biologie végétale* (3ème édit). Dunod.
259. Labuda, I. (2009). Flavor Compounds. *Encyclopedia of Microbiology*, 305–320. <https://doi.org/10.1016/B978-012373944-5.00148-6>
260. Lachaud, N., Rossignol, F., & Véret, I. (2013). *Champignons comestibles: mini nature*. Artémis éditions.
261. Lafontaine, D. L. J., & Tollervey, D. (2001). The function and synthesis of ribosomes. *Nature Reviews*

Références Bibliographiques

- Molecular Cell Biology*, 2(7), 514–520. <https://doi.org/10.1038/35080045>
262. Lamaison, J.-L., & Polese, J.-M. (2005). *Encyclopédie visuelle des champignons*. Editions Artemis.
263. Lamaison, J.-L., & Polese, J.-M. (2013). *Encyclopédie visuelle: Champignons*. Artémis éditions.
264. Lanier, L. (1994). Les champignons des cédraies en Algérie (étude comparative). *Annales de La Recherche Forestiere Au Maroc*, 1,1-XXXV.
265. Larivière, R., & Miron, F. (2014a). *Champignons comestible de la forêt boréale*. L'ABC de l'édition.
266. Larivière, R., & Miron, F. (2014b). *Champignons comestibles de la forêt boréale*. ABC de L'Édition.
267. Larsen, M. T., Kuhlmann, M., Hvam, M. L., & Howard, K. A. (2016). Albumin-based drug delivery: harnessing nature to cure disease. *Molecular and Cellular Therapies*, 4(1), 1–12. <https://doi.org/10.1186/s40591-016-0048-8>
268. Lecointre, G., & Guyader, H. Le. (2016). *Classification phylogénétique du vivant* (4ème, Vol. 1). Belin.
269. Lee, J. Y., Cho, P. Y., Kim, T. Y., Kang, S. Y., Song, K. Y., & Hong, S. J. (2002). Hemolytic activity and developmental expression of pore-forming peptide, clonorin. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 296(5), 1238–1244. [https://doi.org/10.1016/S0006-291X\(02\)02062-4](https://doi.org/10.1016/S0006-291X(02)02062-4)
270. Lesgards, J. F., Lehucher-Michel, M. P., Vidal, N., Prost, M., & Stocker, P. (2005). Assessment of antioxidative activity of lipid- and water-soluble vitamins in human whole blood. Comparative analysis between a biological test and chemical methods. *International Journal for Vitamin and Nutrition Research*, 75(1), 11–18. <https://doi.org/10.1024/0300-9831.75.1.11>
271. Li, G. X., & Liu, Z. Q. (2008). The protective effects of ginsenosides on human erythrocytes against hemin-induced hemolysis. *Food and Chemical Toxicology*, 46(3), 886–892. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.10.020>
272. Li, H., & Lykotrafitis, G. (2014). Erythrocyte membrane model with explicit description of the lipid bilayer and the spectrin network. *Biophysical Journal*, 107(3), 642–653. <https://doi.org/10.1016/j.bpj.2014.06.031>
273. Li, J. M., Liang, H. Q., Qiao, P., Su, K. M., Liu, P. G., Guo, S. X., & Chen, J. (2019). Chemical Composition and Antioxidant Activity of Tuber indicum from Different Geographical Regions of China. *Chemistry and Biodiversity*, 16(3), 1–12. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201800609>
274. Lindner, D. L., Carlsen, T., Henrik Nilsson, R., Davey, M., Schumacher, T., & Kauserud, H. (2013). Employing 454 amplicon pyrosequencing to reveal intragenomic divergence in the internal transcribed spacer rDNA region in fungi. *Ecology and Evolution*, 3(6), 1751–1764. <https://doi.org/10.1002/ece3.586>
275. Lindsay, H. (1973). A colorimetric estimation of reducing sugars in potatoes with 3,5-dinitrosalicylic acid. *Potato Research*, 16(3), 176–179. <https://doi.org/10.1007/BF02356048>
276. Liu, Y., Chai, Y., Lou, Z., & Wu, Y. (2005). Determination of total triterpene of fruit of Eucalyptus globulus Labill in vanillin-glacial acetic acid system by spectrophotometry. *Chinese Journal of Hospital Pharmacy*, 25(1), 4–6.
277. Liu, Jialin, & Nes, W. D. (2009). Steroidal Triterpenes: Design of Substrate-Based Inhibitors of Ergosterol and Sitosterol Synthesis. *Molecules*, 14, 4690–4706. <https://doi.org/10.3390/molecules14114690>
278. Liu, Jing, Jiang, Y., Cui, Y., Xu, C., Ji, X., & Luan, Y. (2014). Cytarabine-AOT cationic vesicle-loaded biodegradable thermosensitive hydrogel as an efficient cytarabine delivery system. *International Journal of Pharmaceutics*, 473, 560–571. <https://doi.org/10.1016/j.ijpharm.2014.07.032>
279. Lodge, D. J., Ammirat, J. F., O'Dell, T. E., & Mueller, G. M. (2011). Collecting and describing macrofungi. In G. M. Mueller, G. F. Bills, & M. S. Foster (Eds.), *Biodiversity of fungi Inventory and monitoring methods*. Elsevier.
280. Lulamba, T. E., Green, E., & Serepa-Dlamini, M. H. (2021). Photorhabdus sp. ETL antimicrobial properties and characterization of its secondary metabolites by gas chromatography–mass spectrometry. *Life*, 11(8). <https://doi.org/10.3390/life11080787>
281. Maazouz, S., Ait Hammou, M., Bendaikha, Y., & Benfriha, A. (2022). First contribution to the study of lichen diversity in the Tlemcen National Park (Case of the Hafir Forest). *Genetics and Biodiversity Journal*, 6(2), 119–129. <https://doi.org/10.46325/gabj.v6i2.279>
282. Machairiotis, N., Vasilakaki, S., & Thomakos, N. (2021). Inflammatory Mediators and Pain in Endometriosis : A Systematic Review. *Biomedicines Review*, 9(54), 1–18. <https://doi.org/10.3390/biomedicines9010054>
283. Madhanraj, R., Ravi Kumar, K., Maya, M. R., Illuri, R., Venkatakrisna, K., Rameshkumar, K., Veeramanikandan, V., Eyini, M., & Balaji, P. (2019). Journal of Drug Delivery and Therapeutics Evaluation of

Références Bibliographiques

- anti-microbial and anti-haemolytic activity of edible basidiomycetes mushroom fungi. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics Open*, 9(1), 132–135. <https://doi.org/10.22270/jddt.v9i1.2277>
284. Mahesh, G., Kumar, K. A., & Reddanna, P. (2021). Overview on the discovery and development of anti-inflammatory drugs: Should the focus be on synthesis or degradation of pge2? *Journal of Inflammation Research*, 14, 253–263. <https://doi.org/10.2147/JIR.S278514>
285. Maire, R. (1905). Notes sur quelques Champignons nouveaux ou peu connus. *Bull. Soc. Myc. France*, 21, 137–167.
286. Maire, R. (1906a). Contributions à l'étude de la flore mycologique de l'Afrique du Nord. *Bull. Soc. Bot. France*, 53, CLXXX–CCXV. <https://doi.org/10.1080/00378941.1906.10831941>
287. Maire, R. (1906b). Notes mycologiques. *Annales Mycologici*, IV(1), 329–335.
288. Maire, R. (1909). Les variétés méditerranéennes du *Boletus impolitus* Fr. *Bull. Soc. Bot. France*, 56(9), LIX–LXIII. <https://doi.org/10.1080/00378941.1909.10832128>
289. Maire, R. (1914). La flore mycologique des forêts de Cèdres de l'Atlas (PI. VI. VII. VIII. IX. X et XI). *Bull. Soc. Myc. France*, XXX, 199–220.
290. Maire, R. (1916). Les champignons vénéneux d'Algérie. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 7(6), 131–206.
291. Maire, R. (1927). Excursions mycologiques de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord dans la forêt de la Réghaia les 18 novembre 1923 et 23 novembre 1924. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 18, 121–124.
292. Maire, R. (1928). Diagnoses de champignons inédits de l'Afrique du Nord. *Bull. Tri. Soci. Myc. France*, 44, 37–56.
293. Maire, R. (1930). Communications. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord.*, 21(3), 27–28.
294. Maire, R., & Werner, R. G. (1937). Fungi Marocani. Catalogue raisonné des champignons connus jusqu'ici au Maroc. *Mém. Soc. Sci. Nat. Maroc*, XLV, 1–147.
295. Maity, P., Sen, I. K., Chakraborty, I., Mondal, S., Bar, H., Bhanja, S. K., Mandal, S., & Maity, G. N. (2021). Biologically active polysaccharide from edible mushrooms: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 172, 408–417. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.01.081>
296. Malençon, G. (1973). Champignons hypogés du nord de l'Afrique - I Ascomycetes. *Persoonia*, 7(2), 261–288.
297. Malençon, G., & Bertault, R. (1970). *Flore des champignons supérieurs du Maroc: Vol. Tome I*. Faculté des Sciences, Rabat.
298. Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: Food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5), 727–747. <https://doi.org/10.1093/ajcn/79.5.727>
299. Marín-Ocampo, L., Veloza, L. A., Abonia, R., & Sepúlveda-Arias, J. C. (2019). Anti-inflammatory activity of triazine derivatives: A systematic review. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 162, 435–447. <https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2018.11.027>
300. Marnett, L. J. (1999). Lipid peroxidation - DNA damage by malondialdehyde. *Mutation Research - Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis*, 424(1–2), 83–95. [https://doi.org/10.1016/S0027-5107\(99\)00010-X](https://doi.org/10.1016/S0027-5107(99)00010-X)
301. Marouf, A., & Rynaoud, J. (2007). *La Botanique de A à Z*. Dunord.
302. Martemucci, G., Costagliola, C., Mariano, M., D'andrea, L., Napolitano, P., & D'Alessandro, A. G. (2022). Free Radical Properties, Source and Targets, Antioxidant Consumption and Health. *Oxygen*, 2(2), 48–78. <https://doi.org/10.3390/oxygen2020006>
303. Martin, F. (2014). *Tous les champignons portent-ils un chapeau 90 clés pour comprendre les champignons*. Editions Quae.
304. Martin, K. R., & Appel, C. L. (2010). Nutrition and Dietary Supplements Polyphenols as dietary supplements: A double-edged sword. *Nutrition and Dietary Supplements*, 2, 1–12. www.dovepress.com
305. Martin, S. G., & Arkowitz, R. A. (2014). Cell polarization in budding and fission yeasts. *FEMS Microbiology Reviews*, 38(2), 228–253. <https://doi.org/10.1111/1574-6976.12055>
306. Masyita, A., Sari, R. M., Astuti, A. D., Yasir, B., Rumata, N. R., Emran, T. Bin, Nainu, F., & Simal-Gandara, J. (2022). Terpenes and terpenoids as main bioactive compounds of essential oils, their roles in human health and potential application as natural food preservatives. *Food Chemistry*, X(13), 100217.

Références Bibliographiques

307. Mau, J. L., Lin, H. C., & Chen, C. C. (2002). Antioxidant properties of several medicinal mushrooms. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(21), 6072–6077. <https://doi.org/10.1021/jf0201273>
308. McConnaughey, M. (2014). Physical Chemical Properties of Fungi. *Reference Module in Biomedical Sciences*, July, 1–3. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-801238-3.05231-4>
309. McNeil, R. (2019). *Le grand livre des champignons du Québec et de l'Est du Canada* (2e ed.). Editions Michel Quintin.
310. Medina, M., Collins, A. G., Taylor, J. W., Valentine, J. W., Lipps, J. H., Amaral-Zettler, L., & Sogin, M. L. (2003). Phylogeny of Opisthokonta and the evolution of multicellularity and complexity in Fungi and Metazoa. *International Journal of Astrobiology*, 2(3), 203–211. <https://doi.org/10.1017/S1473550403001551>
311. Meisenberg, G., & Simmons, W. H. (2017). The Cytoskeleton. In G. Meisenberg (Ed.), *Principles of Medical Biochemistry* (Fourth, pp. 203–217). Elsevier.
312. Melappa, G., Roshan, A., Nithi, C., Mohummed, T. S., Channabasava, Ramachandra, Y. L., & Poojari, C. C. (2015). Phytochemical analysis and in vitro antioxidant, antimicrobial, anti-inflammatory and cytotoxicity activities of wood rotting fungi, *Trametes ochracea*. *Pharmacognosy Journal*, 7(2), 136–146. <https://doi.org/10.5530/pj.2015.2.8>
313. Mesfek, F. (2014). *Étude écologique et taxonomique des champignons forestiers et morphologie des ectomycorhizes du chêne vert dans la wilaya de Relizane*. Thèse de Magister. Ahmed Ben Bella University of Oran.
314. Mesfek, F., Fortas, Z., & Dib, S. (2021). Inventory and ecology of macrofungi and plants in a NorthWestern Algerian forest. *Journal of Biodiversity Conservation and Bioresource Management*, 7(2), 33–46.
315. Meziti, H., Bouriche, H., Kada, S., & Demirtas, I. (2019). *Phytochemical analysis , and antioxidant , anti-hemolytic and genoprotective effects of Quercus ilex L . and Pinus halepensis Mill . methanolic extracts*. June.
316. Mezouar, D., Azzi, R., Abbou, F., Mouderas, F., AISSAOUI, M., & Lahfa, F. B. (2021). Alpha-amylase inhibitory activity and antioxidant effect of *Olea var. europaea sylvestris* leaves extracts. Mezouar. *Genetics and Biodiversity Journal*, 5(2), 146–158. <https://doi.org/10.46325/gabj.v5i2.84>
317. Miki, M., Tamai, H., Mino, M., Yamamoto, Y., & Niki, E. (1987). Free-radical chain oxidation of rat red blood cells by molecular oxygen and its inhibition by α -tocopherol. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 258(2), 373–380. [https://doi.org/10.1016/0003-9861\(87\)90358-4](https://doi.org/10.1016/0003-9861(87)90358-4)
318. Miller, G. L. (1959). Use of Dinitrosalicylic Acid Reagent for Determination of Reducing Sugar. *Analytical Chemistry*, 31(3), 426–428. <https://doi.org/10.1021/ac60147a030>
319. Miller, N. J., Rice-Evans, C., Davies, M. J., Gopinathan, V., & Milner, A. (1993). A novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. *Clinical Science*, 84(4), 407–412. <https://doi.org/10.1042/cs0840407>
320. Mishra, S., Singh, A. S., Mishra, N., Pandey, H., & Tiwari, V. K. (2017). Carbohydrate-Based Antidiabetic Agents From Nature. In G. Brahmachari (Ed.), *Discovery and Development of Antidiabetic Agents From Natural Products, Natural Product Drug Discovery* (pp. 147–184). Elsevier Inc.
321. Mishra, V., Shah, C., Mokashe, N., Chavan, R., Yadav, H., & Prajapati, J. (2015). Probiotics as Potential Antioxidants: A Systematic Review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(14), 3615–3626. <https://doi.org/10.1021/jf506326t>
322. Mizushima, Y., & Kobayashi, M. (1968). anti-inflammatory drugs with serum proteins, especially with some biologically active proteins. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 20(3), 169–173.
323. Mohan, C. (2003). *Buffers. A guide for the preparation and use of overhemolytic activity* (3rd ed.). Calbiochem\, EMD Biosciences.
324. Mohanta, T. K. (2020). Fungi contain genes associated with flavonoid biosynthesis pathway. *Journal of Functional Foods*, 68(December 2019), 103910. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.103910>
325. Moldogazieva, N. T., Mokhosoev, I. M., Mel’Nikova, T. I., Porozov, Y. B., & Terentiev, A. A. (2019). Oxidative Stress and Advanced Lipoxidation and Glycation End Products (ALEs and AGEs) in Aging and Age-Related Diseases. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2019. <https://doi.org/10.1155/2019/3085756>
326. Montagne, C. (1838). Cryptogames algériennes, ou plantes cellulaires recueillies par M. Roussel aux environs d’Alger. *Ann. Sci. Nat. Botanique*, X(2), 268–279.
327. Montenegro-Landívar, M. F., Tapia-Quirós, P., Vecino, X., Reig, M., Valderrama, C., Granados, M., Cortina, J. L., & Saurina, J. (2021a). Polyphenols and their potential role to fight viral diseases: An overview. *Science of the Total Environment*, 801, 149719.

Références Bibliographiques

328. Montenegro-Landívar, M. F., Tapia-Quirós, P., Vecino, X., Reig, M., Valderrama, C., Granados, M., Cortina, J. L., & Saurina, J. (2021b). Polyphenols and their potential role to fight viral diseases: An overview. *Science of the Total Environment*, 801, 149719. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.149719>
329. Mora, C., Tittensor, D. P., Adl, S., Simpson, A. G. B., & Worm, B. (2011). How many species are there on earth and in the ocean? *PLoS Biology*, 9(8), 1–8. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.1001127>
330. Morales-gonzalez, J. A. (Ed.). (2013). *Oxidative Stress and Chronic Degenerative Diseases - A Role for Antioxidants*. InTech. <https://doi.org/10.5772/45722>
331. Morel, S., Arnould, S., Vitou, M., Boudard, F., Guzman, C., Poucheret, P., Fons, F., & Rapior, S. (2018). Antiproliferative and antioxidant activities of wild boletales mushrooms from France. *International Journal of Medicinal Mushrooms*, 20(1), 13–29. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushrooms.2018025329>
332. Mothes, K., Schütte, H. R., Luckner, M., & Böhm, H. (Eds.). (1985). *Biochemistry of alkaloids*. Vch Pub.
333. Moualek, I., Aiche, G. I., Guechaoui, N. M., Lahcene, S., & Houali, K. (2016). Antioxidant and anti-inflammatory activities of *Arbutus unedo* aqueous extract. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 6(11), 937–944.
334. Moumita, S., & Das, B. (2022). *Assessment of the prebiotic potential and bioactive components of common edible mushrooms in India and formulation of synbiotic microcapsules*. 156.
335. Mounnissamy, V. M., Kavimani, S., Balu, V., & Drlin, Q. S. (2007). Evaluation of antiinflammatory and membrane stabilizing properties of ethanol extract of *Canjera rehedi*. *Iranian Journal of Pharmacology & Therapeutics*, 6(2), 235–237.
336. Mounnissamy, Varadarasou Mouttaya, Kavimani, S., Balu, V., & Quine, S. D. (2007). Evaluation of anti-inflammatory and membrane stabilizing properties of ethanol extract of *Cansjera rheedii* J. Gmelin (*Opiliaceae*). *Iranian Journal of Pharmacology and Therapeutics*, 6(2), 235–237.
337. Murdych, T. M. (2022). A case of severe autoimmune hemolytic anemia after a receipt of a first dose of SARS-CoV-2 vaccine. *International Journal of Laboratory Hematology*, 44(1), e10–e12. <https://doi.org/10.1111/ijlh.13653>
338. Murugan, R., & Parimelazhagan, T. (2014). Comparative evaluation of different extraction methods for antioxidant and anti-inflammatory properties from *Osbeckia parvifolia* Arn. - An in vitro approach. *Journal of King Saud University - Science*, 26(4), 267–275. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2013.09.006>
339. Muzzarelli, R. A. A., Boudrant, J., Meyer, D., Manno, N., Demarchis, M., & Paoletti, M. G. (2012). Current views on fungal chitin/chitosan, human chitinases, food preservation, glucans, pectins and inulin: A tribute to Henri Braconnot, precursor of the carbohydrate polymers science, on the chitin bicentennial. *Carbohydrate Polymers*, 87(2), 995–1012. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2011.09.063>
340. Nabors, M. (2008). *Biologie Végétale Structure, fonctionnement, écologie et biotechnologies* (G. Sallé (Trans.)). Pearson Education France.
341. Nagababu, E., & Lakshmaiah, N. (1994). Inhibition of microsomal lipid peroxidation and monooxygenase activities by eugenol. *Free Radical Research*, 20(4), 253–266. <https://doi.org/10.3109/10715769409147521>
342. Nagata, M., & Yamashita, I. (1992). Simple Method for Simultaneous Determination of Chlorophyll and Carotenoids in Tomato Fruit. *Nippon Shokuhin Kogyo Gakkaishi*, 39(10), 925–928.
343. Nageleisen, L.-M., Piou, D., Saintonge, F.-X., & Riou-Nivert, P. (2010). *La santé des forêts maladies, insectes, accidents climatiques : diagnostic et prévention*. Institut pour le développement forestier.
344. Naranjo-Ortiz, M. A., & Gabaldón, T. (2019). Fungal evolution: diversity, taxonomy and phylogeny of the Fungi. *Biological Reviews*, 94(6), 2101–2137. <https://doi.org/10.1111/brv.12550>
345. Naranjo-Ortiz, M. A., & Gabaldón, T. (2020). Fungal evolution: cellular, genomic and metabolic complexity. *Biological Reviews*, 95(5), 1198–1232. <https://doi.org/10.1111/brv.12605>
346. Nasraoui, B. (2016). *Les Champignons et Pseudo-champignons pathogène des plantes cultivées: Biologie, Nouvelle Systématique, Interaction Pathologique*. Editions Universitaires Européennes.
347. Ndiritu, G. G., Winsett, K. E., Spiegel, F. W., & Stephenson, S. L. (2009). A checklist of African myxomycetes. *Mycotaxon*, 107, 353–356.
348. Ndong, H. E., Degreef, J., & Kesel, A. De. (2011). *Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale - Taxonomie et identification* (Y. Samyn, D. VandenSpiegel, & J. Degreef (Eds.); Vol. 10). Abc Taxa.
349. Neggaz, S., Chenni, M., Zitouni-Haouar, F. E. H., & Fernandez, X. (2020). Mycochemical composition and insecticidal bioactivity of Algerian desert truffles extract against two stored-product insects: *Sitophilus oryzae*

Références Bibliographiques

- (L.) (Coleoptera: Curculionidae) and *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). *3 Biotech*, *10*(11), 1–9. <https://doi.org/10.1007/s13205-020-02472-2>
- 350.** Neggaz, S., Fortas, Z., Chenni, M., El Abed, D., Ramli, B., & Kambouche, N. (2015). In vitro evaluation of antioxidant, antibacterial and antifungal activities of *Terfezia claveryi* Chatin. *Phytothérapie*, *16*(1), 20–26. <https://doi.org/10.1007/s10298-015-0993-4>
- 351.** Newman, D. J., & Cragg, G. M. (2020). Natural Products as Sources of New Drugs over the Nearly Four Decades from 01/1981 to 09/2019. *Journal of Natural Products*, *83*(3), 770–803. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.9b01285>
- 352.** Nezzar-Hocine, H., Bouteville, R. J., Guinberteau, J., Perrin, R., & Chevalier, G. (1998). La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carriere II - Les champignons ectomycorhiziens d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie). *Cryptogamie. Mycologie*, *19*(1–2), 139–161.
- 353.** Nezzar-Hocine, H., Bouteville, R. J., Halli-Hargas, R., & Chevallier, G. (1996). La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex. Carriere. I - Inventaire des espèces d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie) et connaissances actuelles sur les champignons des cédraies. *Cryptogamie. Mycologie*, *17*(2), 85–103.
- 354.** Ngai, P. H. K., & Ng, T. B. (2006). A hemolysin from the mushroom *Pleurotus eryngii*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, *72*(6), 1185–1191. <https://doi.org/10.1007/s00253-006-0406-6>
- 355.** Nilsson, R. H., Anslan, S., Bahram, M., Wurzbacher, C., Baldrian, P., & Tedersoo, L. (2019). Mycobiome diversity: high-throughput sequencing and identification of fungi. *Nature Reviews Microbiology*, *17*(2), 95–109. <https://doi.org/10.1038/s41579-018-0116-y>
- 356.** Niki, E., Komuro, E., Takahashi, M., Urano, S., Ito, E., & Terao, K. (1988). Oxidative hemolysis of erythrocytes and its inhibition by free radical scavengers. *Journal of Biological Chemistry*, *263*(36), 19809–19814. [https://doi.org/10.1016/s0021-9258\(19\)77707-2](https://doi.org/10.1016/s0021-9258(19)77707-2)
- 357.** Nollet, L. M., & Gutierrez-Urbe, J. A. (Eds.). (2018). *Phenolic compounds in food: Characterization and analysis*. CRC Press Taylor & Francis Group.
- 358.** O'Brien, H. E., Parrent, J. L., Jackson, J. A., Moncalvo, J.-M., & Vilgalys, R. (2005). Fungal community analysis by large-scale sequencing of environmental samples. *Applied and Environmental Microbiology*, *71*(9), 5544–5550. <https://doi.org/10.1128/AEM.71.9.5544>
- 359.** Obied, H. K., Karuso, P., Prenzler, P. D., & Robards, K. (2007). Novel secoiridoids with antioxidant activity from Australian olive mill waste. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *55*(8), 2848–2853. <https://doi.org/10.1021/jf063300u>
- 360.** Ogunlesi, M., Okiei, W., & Osibote, E. A. (2010). Analysis of the essential oil from the leaves of *Sesamum radiatum*, a potential medication for male infertility factor, by gas chromatography - Mass spectrometry. *African Journal of Biotechnology*, *9*(7), 1060–1067. <https://doi.org/10.5897/ajb09.941>
- 361.** Ojogoro, J. O., Scrimshaw, M. D., & Sumpter, J. P. (2021). Steroid hormones in the aquatic environment. *Science of The Total Environment*, *792*, 148306. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.148306>
- 362.** Okoli, C. O., Akah, P. A., Onuoha, N. J., Okoye, T. C., Nwoye, A. C., & Nworu, C. S. (2008). *Acanthus montanus*: An experimental evaluation of the antimicrobial, anti-inflammatory and immunological properties of a traditional remedy for furuncles. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, *8*, 1–11. <https://doi.org/10.1186/1472-6882-8-27>
- 363.** Okuda, T., & Ito, H. (2011). Tannins of constant structure in medicinal and food plants-hydrolyzable tannins and polyphenols related to tannins. *Molecules*, *16*(3), 2191–2217. <https://doi.org/10.3390/molecules16032191>
- 364.** Oracz, J., Nebesny, E., & Żyzelewicz, D. (2015). Changes in the flavan-3-ols, anthocyanins, and flavanols composition of cocoa beans of different *Theobroma cacao* L. groups affected by roasting conditions. *European Food Research and Technology*, *241*(5), 663–681. <https://doi.org/10.1007/s00217-015-2494-y>
- 365.** Ortega, A., & Navarro, F. B. (2006). The mycobiota (Agaricales, Boletales, Russulales) from Andalusia (southern Spain): chorological and biogeographical analysis. *Nova Hedwigia*, *83*(1–2), 233–248. <https://doi.org/10.1127/0029-5035/2006/0083-0233>
- 366.** Ouali, Z., Compagno, R., Sbissi, I., Gargano, M. L., Rhaïem, A., Ben Naceur, M., Venturella, G., & Jaouani, A. (2016). A preliminary check list of macromycetes in northern Tunisia. *Plant Biosystems*, *152*(1), 31–58. <https://doi.org/10.1080/11263504.2016.1244119>
- 367.** Ouffai, K., Azzi, R., Abbou, F., Mahdi, S., & El Haci, I. A. (2021). Phenolics compounds , evaluation of Alpha - amylase , alpha - glucosidase inhibitory capacity and antioxidant effect from *Globularia alypum* L. *Vegetos*, *34*(2), 477–484. <https://doi.org/10.1007/s42535-021-00211-3>

Références Bibliographiques

368. Ouyang, Y., Li, J., Chen, X., Fu, X., Sun, S., & Wu, Q. (2021). Chalcone derivatives: Role in anticancer therapy. *Biomolecules*, *11*(6), 894. <https://doi.org/10.3390/biom11060894>
369. Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction. Antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine. *The Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, *44*(6), 307–315. <https://doi.org/10.5264/eiyogakuzashi.44.307>
370. Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2*(5), 270–278.
371. Panigrahi, B., Choudhari, K., & Chandra Paul, J. (2014). Watershed planning using interactive multi objective linear programming approach: A case study Academic excellence View project Simulation of rainfall-runoff process using HEC-HMS model for Balijore Nala watershed, Odisha, India. *International Journal of Geomatics and Geosciences*, *5*(2). <https://www.researchgate.net/publication/327606890>
372. Parr, A. J., & Bolwell, G. P. (2000). Phenols in the plant and in man. The potential for possible nutritional enhancement of the diet by modifying the phenols content or profile. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *80*(7), 985–1012. [https://doi.org/10.1002/\(sici\)1097-0010\(20000515\)80:7<985::aid-jsfa572>3.3.co;2-z](https://doi.org/10.1002/(sici)1097-0010(20000515)80:7<985::aid-jsfa572>3.3.co;2-z)
373. Pascottini, O. B., Spricigo, J. F. W., van Schyndel, S. J., Mion, B., Rousseau, J., Weese, J. S., & LeBlanc, S. J. (2021). Effects of parity, blood progesterone, and non-steroidal anti-inflammatory treatment on the dynamics of the uterine microbiota of healthy postpartum dairy cows. *PLoS ONE*, *16*(2 February), 1–17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0233943>
374. Patel, D. K., Kumar, R., Laloo, D., & Hemalatha, S. (2012). Diabetes mellitus: An overview on its pharmacological aspects and reported medicinal plants having antidiabetic activity. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *2*(5), 411–420. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(12\)60067-7](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60067-7)
375. Patouillard, N. T. (1897). Additions au catalogue des champignons de la Tunisie. *Bull. Soc. Myco. France*, *13*, 197–215.
376. Patouillard, N. T. (1902). Champignons Algéro-Tunisiens nouveaux ou peu connus (suite). *Bull. Soc. Myco. France*, *18*, 46–53.
377. Patouillard, N. T. (1903). Additions au Catalogue des Champignons de la Tunisie. Suite. *Bull. Soc. Myco. France*, *19*(3), 245–261. https://www.researchgate.net/publication/269107473_What_is_governance/link/548173090cf22525dcb61443/download%0Ahttp://www.econ.upf.edu/~reynal/Civil_wars_12December2010.pdf%0Ahttps://think-asia.org/handle/11540/8282%0Ahttps://www.jstor.org/stable/41857625
378. Patouillard, N. T. (1905). Champignons Algéro-Tunisiens nouveaux ou peu connus (suite). *Bull. Soc. Myco. France*, *21*, 117–122.
379. Patouillard, N. T. (1906). Champignons Algéro-Tunisiens nouveaux ou peu connus (suite). *Bull. Soc. Myco. France*, *22*, 195–201.
380. Pavithra, M., Sridhar, K. R., Greeshma, A. A., & Tomita-Yokotani, K. (2016). Bioactive potential of the wild mushroom *Astraeus hygrometricus* in South-west India. *Mycology*, *7*(4), 191–202. <https://doi.org/10.1080/21501203.2016.1260663>
381. Pei, F., Yang, W., Ma, N., Fang, Y., Zhao, L., An, X., Xin, Z., & Hu, Q. (2016). Effect of the two drying approaches on the volatile profiles of button mushroom (*Agaricus bisporus*) by headspace GC-MS and electronic nose. *Lwt*, *72*, 343–350. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.05.004>
382. Phaniendra, A., Jestadi, D. B., & Periyasamy, L. (2015). Free Radicals: Properties, Sources, Targets, and Their Implication in Various Diseases. *Indian Journal of Clinical Biochemistry*, *30*(1), 11–26. <https://doi.org/10.1007/s12291-014-0446-0>
383. Phillips, A. ., Szerenyi, K., Campos, M., Krueger, R. R., & McDonnell, P. J. (1993). Arachidonic acid metabolites. *Archives of Ophthalmology*, *111*(9), 1273–1278. <https://doi.org/10.1039/OC9868300331>
384. Phillips, R. (2021). *Les champignons du Québec: Guide d'identification* (A. Broquet (Ed.)). Broquet inc.
385. Phuse, S. S., & Khan, Z. H. (2018). Assessment of hemolytic effect of Cassia flower extracts on human RBCs. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, *8*(6-s), 18–20. <https://doi.org/10.22270/jddt.v8i6-s.2169>
386. Pistollato, F., Giampieri, F., & Battino, M. (2015). The use of plant-derived bioactive compounds to target cancer stem cells and modulate tumor microenvironment. *Food and Chemical Toxicology*, *75*, 58–70. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2014.11.004>
387. Polese, J.-M. (2019). *Les 100 meilleurs champignons comestibles*. Artémis édition.

Références Bibliographiques

388. Prasad, R., Kumar, V., Kumar, M., & Wang, S. (Eds.). (2018). *Fungal nanobionics: Principles and applications*. Springer Nature Singapore. <https://doi.org/10.1007/978-981-10-8666-3>
389. Prasher, I. B. (2019). Screening of *Peniophora nuda* (a white rot fungus) for the presence of commercially important bioactive metabolites. *Vegetos*, 32(3), 307–315. <https://doi.org/10.1007/s42535-019-00038-z>
390. Prasher, I. B., & Dhanda, R. K. (2017). GC-MS Analysis of Secondary Metabolites of Endophytic *Nigrospora sphaerica* isolated from *Parthenium hysterophorus*. *Int J Pharm Sci Rev Res*, 44(217–223).
391. Prieto, P., Pineda, M., & Aguilar, M. (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: Specific application to the determination of vitamin E. *Analytical Biochemistry*, 269(2), 337–341. <https://doi.org/10.1006/abio.1999.4019>
392. Puschner, B. (2012). Mushroom toxins. In R. C. Gupta (Ed.), *Veterinary Toxicology: Basic and Clinical Principles* (pp. 1140–1151). Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-385926-6.00111-3>
393. Qu, A., Wu, Q., Su, J., Li, C., Yang, L., Wang, Z., Wang, Z., Li, Z., Ruan, X., Zhao, Y., & Wang, Q. (2022). A Review on the Composition and Biosynthesis of Alkaloids and on the Taxonomy, Domestication, and Cultivation of Medicinal *Fritillaria* Species. *Agronomy*, 12(8), 1844.
394. Quideau, S., Deffieux, D., Douat-Casassus, C., & Pouységu, L. (2011). Plant polyphenols: Chemical properties, biological activities, and synthesis. *Angewandte Chemie - International Edition*, 50(3), 586–621. <https://doi.org/10.1002/anie.201000044>
395. Raaman, N. (2006). *Phytochemical techniques*. New India Publishing Agency.
396. Ragupathi, V., Stephen, A., Arivoli, D., & Kumaresan, S. (2018). Antibacterial activity, in vitro antioxidant potential and gc-MS characterization of methanolic extract of *Gymnopilus junonius*, a wild mushroom from Southern Western Ghats, India. *Eur. J. Biomed*, 5, 650–657.
397. Rahman, M. M., Rahaman, M. S., Islam, M. R., Rahman, F., Mithi, F. M., Alqahtani, T., Almikhlafi, M. A., Alghamdi, S. Q., Alruwaili, A. S., Hossain, M. S., Ahmed, M., Das, R., Emran, T. Bin, & Uddin, M. S. (2022). Role of phenolic compounds in human disease: Current knowledge and future prospects. *Molecules*, 27(1), 1–36. <https://doi.org/10.3390/molecules27010233>
398. Rakha, A., Umar, N., Rabail, R., Butt, M. S., Kieliszek, M., Hassoun, A., & Aadil, R. M. (2022). Anti-inflammatory and anti-allergic potential of dietary flavonoids: A review. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, 156(October), 113945. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2022.113945>
399. Ramchoun, M., Sellam, K., Harnafi, H., Alem, C., Benlyas, M., Khallouki, F., & Amrani, S. (2015). Investigation of antioxidant and antihemolytic properties of *Thymus satureioides* collected from Tafilalet Region, south-east of Morocco. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 5(2), 93–100.
400. Rashid, K., & Sil, P. C. (2017). Identification and Extraction of Antidiabetic Antioxidants From Natural Sources. In G. Brahmachari (Ed.), *Development of Antidiabetic Agents From Natural Products, Natural Product Drug Discovery* (pp. 63–112). Elsevier Inc.
401. Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2014). *Biologie Végétale: Traduction de la 8 e édition américaine* (J. Bouharmont (Trans.); 3e édition). De Boeck supérieur.
402. Raynal-Roques, A. (1994). *La botanique redécouverte*. Belin.
403. Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine*, 26(9-10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)
404. Redeuilh, G., Eyssartier, G., Masson-Deblaize, I., & Joly, P. (2015). *Larousse des champignons 400espèces de France et d'Europe*.
405. Reena Roy, D., Kandagalla, S., & Krishnappa, M. (2020). Exploring the ethnomycological potential of *Lentinus squarrosulus* Mont. through GC–MS and chemoinformatics tools. *Mycology*, 11(1), 78–89. <https://doi.org/10.1080/21501203.2019.1707724>
406. Reis, F. S., Barreira, J. C. M., Calhelha, R. C., van Griensven, L. J. I. D., Ćirić, A., Glamočlija, J., Soković, M., & Ferreira, I. C. F. R. (2014). Chemical characterization of the medicinal mushroom *Phellinus linteus* (Berkeley & Curtis) Teng and contribution of different fractions to its bioactivity. *Lwt*, 58(2), 478–485. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.04.013>
407. Reis, F. S., Barros, L., Sousa, M. J., Martins, A., & Ferreira, I. C. F. R. (2014). Analytical Methods Applied to the Chemical Characterization and Antioxidant Properties of Three Wild Edible Mushroom Species from Northeastern Portugal. *Food Analytical Methods*, 7(3), 645–652. <https://doi.org/10.1007/s12161-013-9668-7>
408. Renaud, J., & Martinoli, M. G. (2019). Considerations for the use of polyphenols as therapies in

Références Bibliographiques

- neurodegenerative diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(8).
<https://doi.org/10.3390/ijms20081883>
409. Richard, G.-F. (2020). Eukaryotic Pangenomes. In H. Tettelin & D. Medini (Eds.), *The Pangenome: Diversity, Dynamics and Evolution of Genomes* (pp. 253–291). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-38281-0>
410. Robaszekiewicz, A., Bartosz, G., Ławrynowicz, M., & Soszyński, M. (2010). The role of polyphenols, β -carotene, and lycopene in the antioxidative action of the extracts of dried, edible mushrooms. *Journal of Nutrition and Metabolism*, 2010, 1–9. <https://doi.org/10.1155/2010/173274>
411. Rodrigues, T., Reker, D., Schneider, P., & Schneider, G. (2016). Counting on natural products for drug design. *Nature Chemistry*, 8(6), 531–541. <https://doi.org/10.1038/nchem.2479>
412. Roland, J., El Maarouf-bouteau, H., & Bouteau, F. (2008). *Atlas Biologie végétale* (7ème édit, Vol. 1). Dunord.
413. Roux, C., Monnat, J., Gonnet, D., Gonnet, O., Poumarat, S., Esnault, J., Bertrand, M., Gardiennet, A., Masson, D., Bauvet, C., Lagrandie, J., & Coll. (2017). *Catalogue des lichens et champignons lichénicoles de France métropolitaine: Vol. 2e édition*. Association française de lichénologie (AFL).
414. Roux, P. (2006). *Mille et un champignons*. Roux.
415. Rozman, D. (2013). Steroidal Triterpenes of Cholesterol Synthesis. *Molecules*, 18, 4002–4017. <https://doi.org/10.3390/molecules18044002>
416. Ruggiero, M. A., Gordon, D. P., Orrell, T. M., Bailly, N., Bourgoin, T., Brusca, R. C., Cavalier-smith, T., Guiry, M. D., & Kirk, M. (2015). A Higher Level Classification of All Living Organisms. *PLoS ONE*, 10(4), 1–60. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0119248>
417. Saccardo, P. A., & Roumeguère, C. A. (1885). Fungi Algerienses, Trabutiani-Sertulum II (1). *Rev Mycol Toulouse*, 7, 158–161.
418. Sagar, N. A., Pareek, S., Sharma, S., Yahia, E. M., & Lobo, M. G. (2018). Fruit and Vegetable Waste: Bioactive Compounds, Their Extraction, and Possible Utilization. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 17(3), 512–531. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12330>
419. Sakat, S. S., Juvekar, A. R., & Gambhire, M. N. (2010). International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 2(1), 146–155.
420. Sánchez, C. (2017). Reactive oxygen species and antioxidant properties from mushrooms. *Synthetic and Systems Biotechnology*, 2(1), 13–22. <https://doi.org/10.1016/j.synbio.2016.12.001>
421. Sandhya, S., Venkatramana, K., Vinod, K. R., Chaitanya, R. K., Chandrasekhar, J., Sudhakar, K., & Rajeswar, T. (2010). Membrane Stabilizing Potency of Two Tephrosia Species. *Journal of Phytology*, 2(6), 42–46. <http://journal-phytology.com/index.php/phyto/article/view/3791>
422. Sandjo, L. P., & Kuete, V. (2013). Triterpenes and Steroids from the Medicinal Plants of Africa Louis. In *Medicinal Plant Research in Africa* (pp. 135–202). Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-405927-6.00004-7>
423. Santana-Gálvez, J., & Jacobo-Velázquez, D. A. (2018). Classification of Phenolic Compounds. In L. M. L. Nollet & J. A. Gutierrez-Urbe (Eds.), *Phenolic Compounds in Food Characterization and Analysis* (pp. 3–20). CRC Press Taylor & Francis Group.
424. Santos, M. B., Pinhanelli, V. C., Garcia, M. A. R., Silva, G., Baek, S. J., França, S. C., Fachin, A. L., Marins, M., & Regasini, L. O. (2017). Antiproliferative and pro-apoptotic activities of 2'- and 4'-aminochalcones against tumor canine cells. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 138, 884–889. <https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2017.06.049>
425. Sarma, A. Das, Mallick, A. R., & Ghosh, A. K. (2010). Free Radicals and Their Role in Different Clinical Conditions : An Overview. *International Journal of Pharma Sciences and Research (IJPSR)*, 1(3), 185–192.
426. Sarveswaran, R., Banukie Jayasuriya, W., & J A B N, J. W. (2017). In vitro assays to investigate the anti-inflammatory activity of herbal extracts: A Review Hypoglycaemic and antiinflammatory of Pleurotus mushrooms View project IN VITRO ASSAYS TO INVESTIGATE THE ANTI-INFLAMMATORY ACTIVITY OF HERBAL EXTRACTS: A REVIEW. *World Journal of Pharmaceutical Research*, 6(17), 131–141. <https://doi.org/10.20959/wjpr201717-10058>
427. Savarino, P., Contino, C., Colson, E., Cabrera-Barjas, G., De Winter, J., & Gerbaux, P. (2022). Impact of the Hydrolysis and Methanolysis of Bidesmosidic Chenopodium quinoa Saponins on Their Hemolytic Activity. *Molecules*, 27(10), 3211. <https://doi.org/10.3390/molecules27103211>

Références Bibliographiques

428. Sawangwan, T., Wansanit, W., Pattani, L., & Noysang, C. (2018). Study of prebiotic properties from edible mushroom extraction. *Agriculture and Natural Resources*, 52(6), 519–524. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2018.11.020>
429. Scalbert, A., Manach, C., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2005). Dietary polyphenols and the prevention of diseases. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 45(4), 287–306. <https://doi.org/10.1080/1040869059096>
430. Chocolate: Modern Science Investigates an Ancient Medicine. Foreword, 130 *Journal of Nutrition* 2073 (2000).
431. Schmidt, O. (2006). *Wood and tree fungi: Biology, Damage, Protection, and Use*. Springer-Verlag.
432. Sen, C. K. (2003). The general case for redox control of wound repair. *Wound Repair and Regeneration*, 11(6), 431–438. <https://doi.org/10.1046/j.1524-475X.2003.11607.x>
433. Senthilkannan, S. M., & Ali, M. (Eds.). (2022a). *Sustainable Textiles: Production, Processing, Manufacturing & Chemistry: Advanced Oxidation Processes in Dye-Containing Wastewater* (Vol. 1). Springer Nature Singapore Pte Ltd. <https://doi.org/10.1007/978-981-19-0987-0>
434. Senthilkannan, S. M., & Ali, M. (Eds.). (2022b). *Sustainable Textiles: Production, Processing, Manufacturing & Chemistry: Advanced Oxidation Processes in Dye-Containing Wastewater* (Vol. 2). Springer Nature Singapore Pte Ltd. <https://doi.org/10.1007/978-981-19-0882-8>
435. Serradj, A. A. M., El Oualidi, J., Slimani, A., & Boumedris, Z. (2013). Contribution to the lichens inventory from the Oubeira lake (NE Algeria) Contribution à l ’ inventaire des lichens du lac Oubeira (NE de l ’ Algérie). *Bulletin de l’Institut Scientifique, Rabat, Section Sciences de La Vie*, 35, 15–17.
436. Sevindik, M. (2020). Poisonous Mushroom (Nonedible) as an Antioxidant Source. In H. M. Ekiert & K. G. Ramawat (Eds.), *Plant Antioxidants and Health, Reference Series in Phytochemistry* (pp. 205–229). Springer Nature. https://doi.org/10.1007/978-3-030-78160-6_8
437. Seyedian, S. S., Nokhostin, F., & Malimir, M. D. (2019). A review of the diagnosis, prevention, and treatment methods of inflammatory bowel disease. *Journal of Medicine and Life*, 12(2), 113–122. <https://doi.org/10.25122/jml-2018-0075>
438. Shakshak, K. A., Afan, A. M., Auzi, A. A., & Hamrouni, A. M. (2014). The Hypoglycemic Effect of Libyan Truffle “ Terfezia Boudieri ” in Experimentally Induced Diabetic Rats. *Tripolitana Medical Journal*, 3(1), 1–4.
439. Sharif, S., Shahid, M., Mushtaq, M., Akram, S., & Rashid, A. (2017). Wild mushrooms: A potential source of nutritional and antioxidant attributes with acceptable toxicity. *Preventive Nutrition and Food Science*, 22(2), 124–130. <https://doi.org/10.3746/pnf.2017.22.2.124>
440. Sharma, P., & Sharma, J. D. (2001). In vitro hemolysis of human erythrocytes - By plant extracts with antiplasmodial activity. *Journal of Ethnopharmacology*, 74(3), 239–243. [https://doi.org/10.1016/S0378-8741\(00\)00370-6](https://doi.org/10.1016/S0378-8741(00)00370-6)
441. Sharma, V., Reddy, K. R. C., & Gautam, D. S. (2018). Phytochemistry and Pharmacology of *Swertia corymbosa*. *International Journal of Green Pharmacy*, 12, 7.
442. Shinde, U. A., Phadke, A. S., Nair, A. M., Mungantiwar, A. A., Dikshit, V. J., & Saraf, M. N. (1999). Membrane stabilizing activity - A possible mechanism of action for the anti-inflammatory activity of *Cedrus deodara* wood oil. *Fitoterapia*, 70(3), 251–257. [https://doi.org/10.1016/S0367-326X\(99\)00030-1](https://doi.org/10.1016/S0367-326X(99)00030-1)
443. Shovo, M. A. R. B., Tona, M. R., Mouah, J., Islam, F., Chowdhury, M. H. U., Das, T., Paul, A., Agagündüz, D., Rahman, M. M., Bin Emran, T., Capasso, R., & Simal-Gandara, J. (2021). Computational and Pharmacological Studies on the Antioxidant , Thrombolytic , Anti-Inflammatory , and Analgesic Activity of *Molineria capitulata*. *Current Issues in Molecular Biology*, 43(2), 434–456. <https://doi.org/10.3390/cimb43020035>
444. Shu, C., Mega, R. S., Andreassen, B. J., Noble, A., & Aggarwal, V. K. (2018). Synthesis of Functionalized Cyclopropanes from Carboxylic Acids by a Radical Addition–Polar Cyclization Cascade. *Angewandte Chemie - International Edition*, 57(47), 15430–15434. <https://doi.org/10.1002/anie.201808598>
445. Sicard, M., & Lamoureux, Y. (2005). *Connaître, cueillir et cuisiner: les champignons sauvages du Québec* (p. 365). Les Editions Fides.
446. Sies, H., Belousov, V. V., Chandel, N. S., Davies, M. J., Jones, D. P., Mann, G. E., Murphy, M. P., Yamamoto, M., & Winterbourn, C. (2022). Defining roles of specific reactive oxygen species (ROS) in cell biology and physiology. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 23(7), 499–515. <https://doi.org/10.1038/s41580-022-00456-z>

Références Bibliographiques

447. Singh, A. K., Rana, H. K., Tshabalala, T., Kumar, R., Gupta, A., Ndhala, A. R., & Pandey, A. K. (2020). Phytochemical, nutraceutical and pharmacological attributes of a functional crop *Moringa oleifera* Lam: An overview. *South African Journal of Botany*, *129*, 209–220. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.06.017>
448. Singh, R., Shri, R., Singh, A. P., & Dhingra, G. S. (2021). Valorization of *Ganoderma* Species: Chemical Characterization and Antidepressant-Like Activity. *Waste and Biomass Valorization*, *12*(4), 2025–2036. <https://doi.org/10.1007/s12649-020-01157-4>
449. Singh, U., & Jialal, I. (2006). Oxidative stress and atherosclerosis. *Pathophysiology*, *13*(3), 129–142. <https://doi.org/10.1016/j.pathophys.2006.05.002>
450. Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, *299*, 152–178. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.11.004>
451. Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolic with phosphomolybdic - phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, *16*(3), 144–158.
452. Sipos, G., Prasanna, A. N., Walter, M. C., O'Connor, E., Bálint, B., Krizsán, K., Kiss, B., Hess, J., Varga, T., Slot, J., Riley, R., Bóka, B., Rigling, D., Barry, K., Lee, J., Mihaltcheva, S., Labutti, K., Lipzen, A., Waldron, R., ... Nagy, L. G. (2017). Genome expansion and lineage-specific genetic innovations in the forest pathogenic fungi *Armillaria*. *Nature Ecology and Evolution*, *1*(12), 1931–1941. <https://doi.org/10.1038/s41559-017-0347-8>
453. Slimani, A., Ahmed, A., Serradj, M., Hamel, T., & Coste, C. (2013). Contribution a l'étude de la flore lichénique dans la zéonaie de Bougous (foret de Ramel Tonal) au niveau du Parc National d'El Kala Nord Est Algerien. *Rev. Sci. Technol., Synthèse*, *27*, 22–29. <https://www.ajol.info/index.php/srst/article/view/117341>
454. Smeriglio, A., Barreca, D., Bellocchio, E., & Trombetta, D. (2017). Proanthocyanidins and hydrolysable tannins: occurrence, dietary intake and pharmacological effects. *British Journal of Pharmacology*, *174*(11), 1244–1262. <https://doi.org/10.1111/bph.13630>
455. Smith, J. E. (1987). Erythrocyte Membrane: Structure, Function, and Pathophysiology. *Veterinary Pathology*, *24*(6), 471–476. <https://doi.org/10.1177/030098588702400601>
456. Smith, M. L., Bruhn, J. N., & Anderson, J. B. (1992). The Fungus *Armillaria bulbosa* is among the largest and oldest living organisms Smith1992. *Nature*, *356*(6368), 428–431. <https://doi.org/10.1038/356428a0>
457. Smolskait, L., Venskutonis, P. R., & Talou, T. (2015). Comprehensive evaluation of antioxidant and antimicrobial properties of different mushroom species. *Lwt*, *60*(1), 462–471. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.08.007>
458. Sofowora, A. (1982). *Medicinal plants and traditional medicine in Africa*. John Wiley & Sons.
459. Søgaard, K., & Sjøgaard, G. (2017). Physical activity as cause and cure of muscular pain: Evidence of underlying mechanisms. *Exercise and Sport Sciences Reviews*, *45*(3), 136–145. <https://doi.org/10.1249/JES.0000000000000112>
460. Solikhah, T. I., Setiawan, B., & Ismukada, D. R. (2020). Antidiabetic activity of papaya leaf extract (*Carica Papaya* L.) isolated with maceration method in alloxan-induced diabetic mice. *Systematic Reviews in Pharmacy*, *11*(9), 774–778. <https://doi.org/10.31838/srp.2020.9.109>
461. Soto-Vaca, A., Gutierrez, A., Losso, J. N., Xu, Z., & Finley, J. W. (2012). Evolution of phenolic compounds from color and flavor problems to health benefits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *60*(27), 6658–6677. <https://doi.org/10.1021/jf300861c>
462. Souilem, F., Fernandes, Â., Calheta, R. C., Barreira, J. C. M., Barros, L., Skhiri, F., Martins, A., & Ferreira, I. C. F. R. (2017). Wild mushrooms and their mycelia as sources of bioactive compounds: Antioxidant, anti-inflammatory and cytotoxic properties. *Food Chemistry*, *230*, 40–48. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.03.026>
463. Souna, M., Tefiani, C., Chaouche, M. T., Hab, S., Chaalel, A., Kerman Née Souna, S., Boukezzoula, N., Lamraoui, G., & Kab-yeul, J. (2023). The first check-list of macro-fungi in Tlemcen Wilaya (North-West of Algeria) reveals the discovery of 5 new records for Algeria. *Genetics & Biodiversity Journal*, *7*(1), 104–127. <https://doi.org/10.46325/gabj.v7i1.319>
464. Sowmiya, V., Sakthi Priyadarsini, S., & Kumar, P. (2021). GC-MS Profiling of different fractions of *Physalis minima* Linn., leaves. *Natural Volatiles and Essential Oils*, *8*(5), 12852-12859.
465. Soyucok, A., KILIÇ, G. B., & KILIÇ, B. (2018). The Potential Use Of Lactic Acid Bacteria As Antioxidant Agent In Meat Products. *Proceedings of the IX International Agricultural Symposium "Agrosym 2018," IX*, 1066–1070. <https://www.researchgate.net/publication/329191347>

Références Bibliographiques

466. Stajich, J. E., Berbee, M. L., Blackwell, M., Hibbett, D. S., James, T. Y., Spatafora, J. W., & Taylor, J. W. (2009). Primer – The Fungi. *Curr Biol*, 19(18), R840–R845. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2009.07.004>.Primer
467. Stalikas, C. D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of Separation Science*, 30(18), 3268–3295. <https://doi.org/10.1002/jssc.200700261>
468. Stastny, J., Marsik, P., Tauchen, J., Bozik, M., Mascellani, A., Havlik, J., Landa, P., Jablonsky, I., Tremel, J., Herczogova, P., Bleha, R., Snytytsya, A., & Kloucek, P. (2022). Antioxidant and Anti-Inflammatory Activity of Five Medicinal Mushrooms of the Genus *Pleurotus*. *Antioxidants*, 11(8), 1–16. <https://doi.org/10.3390/antiox11081569>
469. Steinheil, A. (1834). Matériaux pour servir à la Flore de Barbarie.–II e article. Notice sur les Cryptogames recueillies aux environs de Bône. *Annales Des Sciences Naturelles*, 2ème série(1), 282–289.
470. Steverson, M. E., Korus, R. A., Admassu, W., & Heimsch, R. C. (1984). Kinetics of the amylase system of *Saccharomycopsis fibuliger*. *Enzyme and Microbial Technology*, 6(12), 549–554. [https://doi.org/10.1016/0141-0229\(84\)90084-X](https://doi.org/10.1016/0141-0229(84)90084-X)
471. Stojkovic, D., Smiljkovic, M., Ciric, A., Glamoclija, J., Van Griensven, L., Ferreira, I. C. F. R., & Sokovic, M. (2019). An insight into antidiabetic properties of six medicinal and edible mushrooms: Inhibition of α -amylase and α -glucosidase linked to type-2 diabetes. *South African Journal of Botany*, 120, 100–103. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2018.01.007>
472. Strullu-Derrien, C., Kenrick, P., Pressel, S., Duckett, J. G., Rioult, J. P., & Strullu, D. G. (2014). Fungal associations in Horneophyton ligneri from the Rhynie Chert (c. 407 million year old) closely resemble those in extant lower land plants: Novel insights into ancestral plant-fungus symbioses. *New Phytologist*, 203(3), 964–979. <https://doi.org/10.1111/nph.12805>
473. Su, C. H., Lai, M. N., & Ng, L. T. (2013). Inhibitory effects of medicinal mushrooms on α -amylase and α -glucosidase – enzymes related to hyperglycemia. *Food and Function*, 4(4), 644–649. <https://doi.org/10.1039/c3fo30376d>
474. Sudha, G., Vadivukkarasi, S., Shree, R. B. I., & Lakshmanan, P. (2012). Antioxidant activity of various extracts from an edible mushroom pleurotus eous. *Food Science and Biotechnology*, 21(3), 661–668. <https://doi.org/10.1007/s10068-012-0086-1>
475. Sugiyama, H., Fung, K. P., & Wu, T. W. (1993). of Human Erythrocytes Against Lysis By Peroxyl Radicals. *Life Sciences*, 53(4), 39–43.
476. Sulaiman, G. M., Jabir, M. S., & Hameed, A. H. (2018). Nanoscale modification of chrysin for improved of therapeutic efficiency and cytotoxicity. *Artificial Cells, Nanomedicine and Biotechnology*, 46(sup1), 708–720. <https://doi.org/10.1080/21691401.2018.1434661>
477. Sun, B., Ricardo-da-Silva, J. M., & Spranger, I. (1998). Critical Factors of Vanillin Assay for Catechins and Proanthocyanidins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46(10), 4267–4274. <https://doi.org/10.1021/jf980366j>
478. Sun, L., Zhang, H., & Zhuang, Y. (2012). Preparation of Free, Soluble Conjugate, and Insoluble-Bound Phenolic Compounds from Peels of Rambutan (*Nephelium lappaceum*) and Evaluation of Antioxidant Activities in vitro. *Journal of Food Science*, 77(2), 198–204. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02548.x>
479. Suwalsky, M., Duguet, J., & Speisky, H. (2017). An In Vitro Study of the Antioxidant and Antihemolytic Properties of *Buddleja globosa* (Matico). *Journal of Membrane Biology*, 250(3), 239–248. <https://doi.org/10.1007/s00232-017-9955-0>
480. Tabart, J., Kevers, C., Pincemail, J., Defraigne, J. O., & Dommes, J. (2009). Comparative antioxidant capacities of phenolic compounds measured by various tests. *Food Chemistry*, 113(4), 1226–1233. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.08.013>
481. Tagkouli, D., Bekiaris, G., Pantazi, S., Anastasopoulou, M. E., Koutrotsios, G., Mallouchos, A., Zervakis, G. I., & Kalogeropoulos, N. (2021). Volatile profiling of *pleurotus eryngii* and *pleurotus ostreatus* cultivated on agricultural and agro-industrial by-products. *Foods*, 10(6). <https://doi.org/10.3390/foods10061287>
482. Takebayashi, J., Chen, J., & Tai, A. (2010). A method for evaluation of antioxidant activity based on inhibition of free radical-induced erythrocyte hemolysis. In D. Armstrong (Ed.), *Advanced protocols in oxidative stress II* (Vol. 594, pp. 287–296). Humana Press. <https://doi.org/10.2307/j.ctv170x5bx.23>
483. Tanaka, T., Narazaki, M., & Kishimoto, T. (2014). *IL-6 in Inflammation, Immunity, and Disease*. 6(Kishimoto 1989).
484. Tapiero, H., Tew, K. D., Nguyen, B., & Mathé, G. (2002). Polyphenols: do they play a role in the prevention of human pathologies? *Biomedicine & Pharmacotherapy*. *Biomed Pharmacother*, 56(4), 200–207.

- [https://doi.org/10.1016/S0753-3322\(02\)00178-6](https://doi.org/10.1016/S0753-3322(02)00178-6)
485. Taşkın, T., Yesil Devcioglu, T., & Senkardes, I. (2018). Antioxidant, Anti-urease Activities and Genotoxic Effects of *Terfezia clavervyi* Methanol Extracts on Human Lymphocytes. *Clinical and Experimental Health Sciences*, 8(3), 190–195. <https://doi.org/10.5152/clinexphealthsci.2017.651>
486. Taurone, S., Ralli, M., Artico, M., Madia, V. N., Scarpa, S., Nottola, S. A., Maconi, A., Betti, M., Familiari, P., Nebbioso, M., Costi, R., & Micera, A. (2022). Oxidative Stress and Visual System: a Review. *EXCLI Journal*, 21, 544–553. <https://doi.org/10.17179/excli2022-4663>
487. Taylor, T. N., Krings, M., & Taylor, E. L. (2015). *Fossil fungi*. Academic Press.
488. Tefiani, C., Riazi, A., Belbachir, B., Lahmar, H., Aazza, S., Figueiredo, A. C., & Miguel, M. G. (2016). *Ammoides pusilla* (Brot.) Breistr. from Algeria: Effect of harvesting place and plant part (leaves and flowers) on the essential oils chemical composition and antioxidant activity. *Open Chemistry*, 14(1), 343–350. <https://doi.org/10.1515/chem-2016-0037>
489. Tejedor-Calvo, E., García-Barreda, S., Sánchez, S., Morte, A., Siles-Sánchez, M. de las N., Soler-Rivas, C., Santoyo, S., & Marco, P. (2022). Application of Pressurized Liquid Extractions to Obtain Bioactive Compounds from *Tuber aestivum* and *Terfezia clavervyi*. *Foods*, 11(3), 298. <https://doi.org/10.3390/foods11030298>
490. Tejero, J., Shiva, S., & Gladwin, M. T. (2019). Sources of vascular nitric oxide and reactive oxygen species and their regulation. *Physiological Reviews*, 99(1), 311–379. <https://doi.org/10.1152/physrev.00036.2017>
491. Teoh, Y. P., Don, M. M., & Ujang, S. (2012). Nutrient improvement using statistical optimization for growth of *Schizophyllum commune*, and its antifungal activity against wood degrading fungi of rubberwood. *Biotechnology Progress*, 28(1), 232–241. <https://doi.org/10.1002/btpr.714>
492. Tietel, Z., & Masaphy, S. (2018). True morels (*Morchella*)—nutritional and phytochemical composition, health benefits and flavor: A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(11), 1888–1901. <https://doi.org/10.1080/10408398.2017.1285269>
493. Tiévant, P. (2001a). *Guide des lichens: 350 espèces de lichens d'Europe*. Delachaux et Niestlé.
494. Tiévant, P. (2001b). *Guide des lichens: 350 espèces de lichens d'Europe*. Delachaux et Niestlé.
495. Tomás Walter, M. D., Manuel Olivares, M. D., Fernando Pizarro, M. S., & Carlos Muñoz, M. S. (2017). Iron , Anemia , and Infection Iron , Anemia , and Infection. *Nutrition Reviews*, 55(4), 111–124.
496. Tomita, T., Ishikawa, D., Noguchi, T., Katayama, E., & Hashimoto, Y. (1998). Assembly of flammutoxin, a cytolytic protein from the edible mushroom *Flammulina velutipes*, into a pore-forming ring-shaped oligomer on the target cell. *Biochemical Journal*, 333(1), 129–137. <https://doi.org/10.1042/bj3330129>
497. Torregiani, E., Lorier, S., Sagratini, G., Maggi, F., Vittori, S., & Caprioli, G. (2017). Comparative Analysis of the Volatile Profile of 20 Commercial Samples of Truffles, Truffle Sauces, and Truffle-Flavored Oils by Using HS-SPME-GC-MS. *Food Analytical Methods*, 10(6), 1857–1869. <https://doi.org/10.1007/s12161-016-0749-2>
498. Trabut, L. (1887). *D'Oran a Mécheria: notes botaniques & catalogue des plantes remarquables*. Adolphe Jourdan.
499. Trease, G. ., & Evans, W. C. (1987). *Pharmacognosy* (13th Editi). Bailliere Tindall.
500. Tripathi, K. (2019). Essentials of medical pharmacology. In *Paper Knowledge . Toward a Media History of Documents* (Eighth). Jaypee Brothers Medical Publishers.
501. Ugbogu, E. A., Akubugwo, I. E., Ude, V. C., Gilbert, J., & Ekeanyanwu, B. (2019). Toxicological evaluation of phytochemical characterized aqueous extract of wild dried *lentinus squarrosulus* (Mont.) mushroom in rats. *Toxicological Research*, 35(2), 181–190. <https://doi.org/10.5487/TR.2019.35.2.181>
502. Umopathy, E., Ndebia, E. J., Meeme, A., Adam, B., Menziwa, P., & Iputo, J. E. (2010). *An experimental evaluation of *Albuca setosa* aqueous extract on membrane stabilization , protein denaturation and white blood cell migration during acute inflammation*. 4(9), 789–795. <https://doi.org/10.5897/JMPR10.056>
503. Umopathy, E., Ndebia, E. J., Meeme, A., Adam, B., Menziwa, P., Nkeh-Chungag, B. N., & Iputo, J. E. (2010). An experimental evaluation of *Albuca setosa* aqueous extract on membrane stabilization, protein denaturation and white blood cell migration during acute inflammation. *Journal of Medicinal Plants Research*, 4(9), 789–795. <https://doi.org/10.5897/JMPR10.056>
504. Upston, J. M., Kritharides, L., & Stocker, R. (2003). The role of vitamin E in atherosclerosis. *Progress in Lipid Research*, 42(5), 405–422. [https://doi.org/10.1016/S0163-7827\(03\)00024-9](https://doi.org/10.1016/S0163-7827(03)00024-9)
505. ur Rashid, H., Xu, Y., Ahmad, N., Muhammad, Y., & Wang, L. (2019). Promising anti-inflammatory effects

Références Bibliographiques

- of chalcones via inhibition of cyclooxygenase, prostaglandin E 2 , inducible NO synthase and nuclear factor κ b activities. *Bioorganic Chemistry*, 87, 335–365. <https://doi.org/10.1016/j.bioorg.2019.03.033>
506. Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T. D., Mazur, M., & Telser, J. (2007). Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. *International Journal of Biochemistry and Cell Biology*, 39(1), 44–84. <https://doi.org/10.1016/j.biocel.2006.07.001>
507. Vermerris, W., & Nicholson, R. (2008). Phenolic compound biochemistry. In *Phenolic Compound Biochemistry*. Springer Science + Business Media B.V. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5164-7>
508. Wang, H. kai, Hyde, K. D., Soyong, K., & Lin, F. C. (2008). Fungal diversity on fallen leaves of Ficus in northern Thailand. *Journal of Zhejiang University: Science B*, 9(10), 835–841. <https://doi.org/10.1631/jzus.B0860005>
509. Wang, S., Bao, L., Han, J., Wan, Q., Yang, X., Wen, H., Guo, L., Li, S., Zhao, F., & Liu, H. (2013). Pleurospiroketals A–E, Perhydrobenzannulated 5, 5-Spiroketal Sesquiterpenes from the edible mushroom *Pleurotus cornucopia* e. *Journal of Natural Products*, 76(1), 45–50.
510. Watkinson, S. C., Boddy, L., & Money, N. P. (2016). *The Fungi* (Third). Academic Press. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-3495-8_15
511. Werner, R. G. (1955). Synthèse phytogéographique de la flore lichénique de l’Afrique du Nord française d’après les données récentes et essai de paléogéographie lichénique. *Bull. Soc. Bot. France*, 102, 35–50. <https://doi.org/10.1080/00378941.1955.10835052>
512. Whelan, P. (2011). *Lichens of Ireland: an illustrated introduction to over 250 species*. Collins Press.
513. Wright, C. R., & Setzer, W. N. (2013). Volatile compositions of two cactus species growing in the Sonoran Desert of southern Arizona. ~ 41 ~ *American Journal of Essential Oils and Natural Products*, 1(1), 41–47. <http://www.essencejournal.com/vol1/issue1/pdf/11.1.pdf>
514. Xiang, Z., Tang, C., Chen, G., & Shi, Y. (2001). Studied on corlorimetric determination of oleanolic acid in Chinese quince. *Natural Product Research and Development*, 13(4), 23–26.
515. Xu, W., Gavia, D. J., & Tang, Y. (2014). Total iron measurement in human serum with a smartphone. *Natural Product Reports*, 31(10), 1474–1487. <https://doi.org/10.1039/x0xx00000x>
516. Yahfoufi, N., Alsadi, N., Jambi, M., & Matar, C. (2018). The immunomodulatory and anti-inflammatory role of polyphenols. *Nutrients*, 10(11), 1–23. <https://doi.org/10.3390/nu10111618>
517. Yang, J. H., Lin, H. C., & Mau, J. L. (2002). Antioxidant properties of several commercial mushrooms. *Food Chemistry*, 77(2), 229–235. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(01\)00342-9](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(01)00342-9)
518. Yang, Z. G., Sun, H. X., & Fang, W. H. (2005). Haemolytic activities and adjuvant effect of *Astragalus membranaceus* saponins (AMS) on the immune responses to ovalbumin in mice. *Vaccine*, 23(44), 5196–5203. <https://doi.org/10.1016/j.vaccine.2005.06.016>
519. Yang, Z., Xu, J., Fu, Q., Fu, X., Shu, T., Bi, Y., & Song, B. (2013). Antitumor activity of a polysaccharide from *Pleurotus eryngii* on mice bearing renal cancer. *Carbohydrate Polymers*, 95(2), 615–620. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.03.024>
520. Yarza, P., Yilmaz, P., Panzer, K., Glöckner, F. O., & Reich, M. (2017). A phylogenetic framework for the kingdom Fungi based on 18S rRNA gene sequences. *Marine Genomics*, 36, 33–39. <https://doi.org/10.1016/j.margen.2017.05.009>
521. Yermakov, A. I., Arasimov, V. V., & Yarosh, N. P. (1987). Methods of biochemical analysis of plants. *Leningrad, Russia: Agropromizdat*, 122–142.
522. Yesmin, S., Paul, A., Naz, T., Rahman, A. B. M. A., Akhter, S. F., Wahed, M. I. I., Emran, T. Bin, & Siddiqui, S. A. (2020). Membrane stabilization as a mechanism of the anti-inflammatory activity of ethanolic root extract of Choi (Piper chaba). *Clinical Phytoscience*, 6(1). <https://doi.org/10.1186/s40816-020-00207-7>
523. Yildirim, N. C., Turkoglu, S., Yildirim, N., & Ince, O. K. (2012). Antioxidant properties of wild edible mushroom *Pleurotus eryngii* collected from Tunceli province of Turkey. *Digest Journal of Nanomaterials and Biostructures*, 7(4), 1647–1654.
524. Yıldız, S., Yılmaz, A., Can, Z., Kılıç, C., & Yıldız, Ü. C. (2017). Total Phenolic, Flavonoid, Tannin Contents and Antioxidant Properties of *Pleurotus Ostreatus* and *Pleurotus Citrinopileatus* Cultivated on Various Sawdust. *Gida / the Journal of Food*, 42(3), 315–323. <https://doi.org/10.15237/gida.gd16099>
525. Youcef Khodja, L. (2010). *Contribution à l’inventaire et à la connaissance des macrochampignons dans le Parc National de Chréa; impacts des facteurs écologiques*. Thèse de Magister. University of science and Technology Houari Boumediene.

Références Bibliographiques

526. Youcef Khodja, L. (2021). *Contribution à l'inventaire, à la connaissance et à l'utilisation des macrochampignons en Algérie*. University of Science and Technology Houari Boumediene.
527. Youcef Khodja, L., Rahmania, F., Courtecuisse, R., & Moreau, P.-A. (2020). First check-list with the occurrence of new records of Agaricomycetes (Fungi, Basidiomycota) in Babors Kabylia (Northern Algeria). *Ecologia Mediterranea*, 46(2), 5–25.
528. Yusoff, I. M., Taher, Z. M., Rahmat, Z., & Chua, L. S. (2022). A review of ultrasound-assisted extraction for plant bioactive compounds: Phenolics, flavonoids, thymols, saponins and proteins. *Food Research International*, 157, 111268.
529. Zadák, Z., Hyšpler, R., Tichá, A., Hronek, M., Fikrová, P., Rathouská, J., Hrnčiariková, D., & Štětina, R. (2009). Antioxidants and vitamins in clinical conditions. *Physiological Research*, 58(SUPPL.1), S13–S17. <https://doi.org/10.33549/physiolres.931861>
530. Zaynab, M., Sharif, Y., Abbas, S., Afzal, M. Z., Qasim, M., Khalofah, A., Ansari, M. J., Khan, K. A., Tao, L., & Li, S. (2021). Saponin toxicity as key player in plant defense against pathogens. *Toxicon*, 193, 21–27. <https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2021.01.009>
531. Zhang, N., Luo, J., & Bhattacharya, D. (2017). Advances in Fungal Phylogenomics and Their Impact on Fungal Systematics. In J. P. Townsend & Z. Wang (Eds.), *Advances in genetics Fungal phylogenetics and phylogenomics* (First edit, Vol. 100, pp. 309–328). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/bs.adgen.2017.09.004>
532. Zhang, Q.-W., Lin, L.-G., & Ye, W.-C. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: A comprehensive review. *Chinese Medicine (United Kingdom)*, 13(1), 1–26. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177-x>
533. Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. In *Food Chemistry* (Vol. 64, Issue 4, pp. 555–559). [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(98\)00102-2](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(98)00102-2)
534. Zhu, Z., Wen, Y., Yi, J., Cao, Y., Liu, F., & McClements, D. J. (2019). Comparison of natural and synthetic surfactants at forming and stabilizing nanoemulsions: Tea saponin, Quillaja saponin, and Tween 80. *Journal of Colloid and Interface Science*, 536, 80–87. <https://doi.org/10.1016/j.jcis.2018.10.024>
535. Zhuang, C., Zhang, W., Sheng, C., Zhang, W., Xing, C., & Miao, Z. (2017). Chalcone: A Privileged Structure in Medicinal Chemistry. *Chemical Reviews*, 117(12), 7762–7810. <https://doi.org/10.1021/acs.chemrev.7b00020>
536. Ziegler, J., & Facchini, P. J. (2008). Alkaloid biosynthesis: Metabolism and trafficking. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 735–769. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092730>
537. Zitouni-Haouar, F. E. H., Fortas, Z., & Chevalier, G. (2014). Morphological characterization of mycorrhizae formed between three *Terfezia* species (desert truffles) and several Cistaceae and Aleppo pine. *Mycorrhiza*, 24(5), 397–403. <https://doi.org/10.1007/s00572-013-0550-7>

ANNEXES

Annexe 1 : Fiches d'annotations d'Agaric et des bolets

Fiche 1 : Fiche d'annotation d'Agaric (D. J. Lodge) in (Lodge et al., 2011)

No. _____ Collector _____ Date _____ Odor _____
 Location _____ Taste _____
 Pileus Size _____ cm, mm Pileus Color _____
 Pileus Surface: dry/shiny/dull/silky/moist/slippy, lubricous/greasy/viscid/sticky/slimy, glutinous
 Stipe Surface: dry/shiny/dull/silky/moist/slippy, lubricous/greasy/viscid/sticky/slimy, glutinous

LOCATION OF STIPE
 central, eccentric, lateral, sessile

GILL ATTACHMENT
 Free, Adnexed, Adnate, Adnate w/ tooth, Decurrent, attached to collar, Sinuate, Arcuate

GILL MARGIN
 Even, Serrate, Wavy, Eroded, Crenate/Scalloped, Concolorous, Discolorous (darker), Discolorous (paler)

PILEUS MARGIN
 translucent striate, sulcate striate, plicate striate, with rolled margin, undulating, rimos, uplifted, not striate, smooth, Tuberculate striate

PILEAL SHAPE
 umbonate, umbilicate, w/papilla, slightly depressed, mod. indented, deeply indented, infundibuliform, convex/hemispheric, broadly parabolic, Conic, Plane, broadly convex

PILEAL SURFACE
 smooth, velutinous, villose, minutely pubescent, radially fibrillose, tessellate/netted, areolate/cracked, innately scales/squamulose, uplifted appressed, squamose scales, pruinose granular, warty scurfy, rugose/rugulose, scrobiculate

GILLS/LAMELLAE
 COLOR _____
 WIDTH _____ mm
 SPACING:
 at margin ≥ 1 mm apart
 $\frac{1}{2}$ way to margin ≥ 1 mm apart
 Lamellae: porioid, forked near margin, stipe, none, back-forked, crisped, inter-venose, regular, anastomosed
 Lamellulae/short gills: 1, 2, 3, 4 lengths or tiers

ANNULUS
 single edged membranous, double edged, upturned, cortina

STIPE SHAPE & CONTEXT
 solid, stuffed, hollow
 STIPE: color _____, width _____, length _____ mm/cm
 equal, tapered at base, flared at apex, bulbous base, clavate, compressed

STIPE SURFACE
 smooth, recurved, squamulose, reticulated, twisted, fibrillose, costate, glandular, dotted, pruinose, strigose, pubescent, minutely

VOLVA TYPE
 marginate depressed, scaly, napiform, saccate, concentric ringed, sheathing

STIPE BASE
 caespitose, rhizoids, inserted/institious base, strigose, mycelial pad, attached to rhizomorph

Fiche 2 : Fiche d'annotation des bolets (B. Ortiz-Santana) in (Lodge et al., 2011)

No. _____ Date _____ Collector _____ Fungus _____

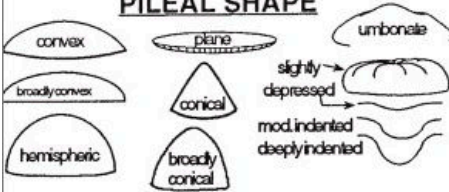
Location _____ Host _____

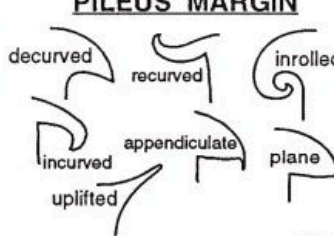
Pileus Size _____ mm Odor: none/ not distinctive/ mild/ sweet/ nutty/ quickly acid/ spicy/ fungoid/ unpleasant/ not determined/ other _____

Taste: none/ not distinctive/ mild/ sweet/ nutty/ acidic/ slowly acid/ quickly acid/ bitter/ very bitter/ farinaceous/ spicy/ sl. spicy/ not determined/ other _____

Surface color/bruising _____ / _____ Surface KOH/ NH₄ _____ / _____

Context color/bruising _____ / _____ Context KOH/ NH₄ _____ / _____

PILEAL SHAPE

 Other shape _____


PILEUS MARGIN


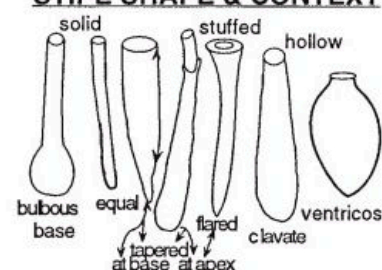
Pileus context thickness
 _____ mm @ margin _____ mm @ center


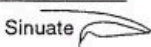

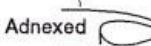

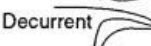
Context Texture _____

Worm Hole Color _____

STIPE SIZE
 Length _____ mm
 Diam. _____ apex _____ mid _____ base mm

PILEAL SURFACE TEXTURE

 Other texture _____

STIPE SHAPE & CONTEXT

 Other shape _____

TUBE ATTACHMENT
 Free  Sinuate 
 Adnate  Adnexed 
 Adnate w/tooth  Decurrent 

Stipe surface color/bruising _____ / _____

Groundcolor _____

Surface KOH/ NH₄ _____ / _____

Context color/bruising _____ / _____

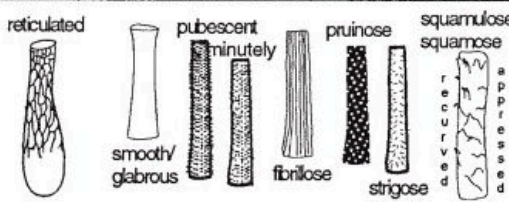
Context KOH/ NH₄ _____ / _____

Context Texture _____ **Worm Hole Color** _____

w/decurent tooth _____
 w/ long decurent tooth _____
 Depressed/ca. stipe _____
 Shallowly depressed/ca. stipe _____
 Deeply depressed/ca. stipe _____
 Other _____

TUBE SIZE
 _____ mm long _____ mm diam _____ / mm

Surface Reticulated:
 not/ finely/ moderately/ strongly/ lacerate

STIPE SURFACE TEXTURE/ORNAMENTS


Glandular dotted/ Scaber/ Scrobiculate/ Alveolate/ Rimose/ Areolate/ Rugose/ Rugulose/ Veined/ Granular/ Scurfy/ Tomentose/ Velvety/ Felty/ Scabrous/ Floccose
 Other texture _____

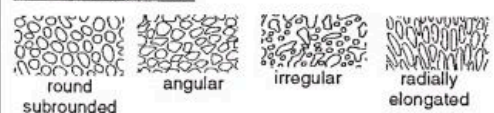
Ornaments location
 Apex/ Base/ Middle/ Upper 1/2, 1/3, 2/3/ Lower 1/2, 1/3, 2/3/
 Overall/ Denser below/ Denser above

Viscid not /slightly/ moderately/ strongly/ when wet/ becoming

Basal Mycelium color _____

VEIL/DESCRIPTION _____

ANNULUS/DESCRIPTION _____

PORE SHAPE

 Other pore shape _____

SPORE PRINT COLOR _____

Annexe 2 : Etude cartographique de la zone d'étude

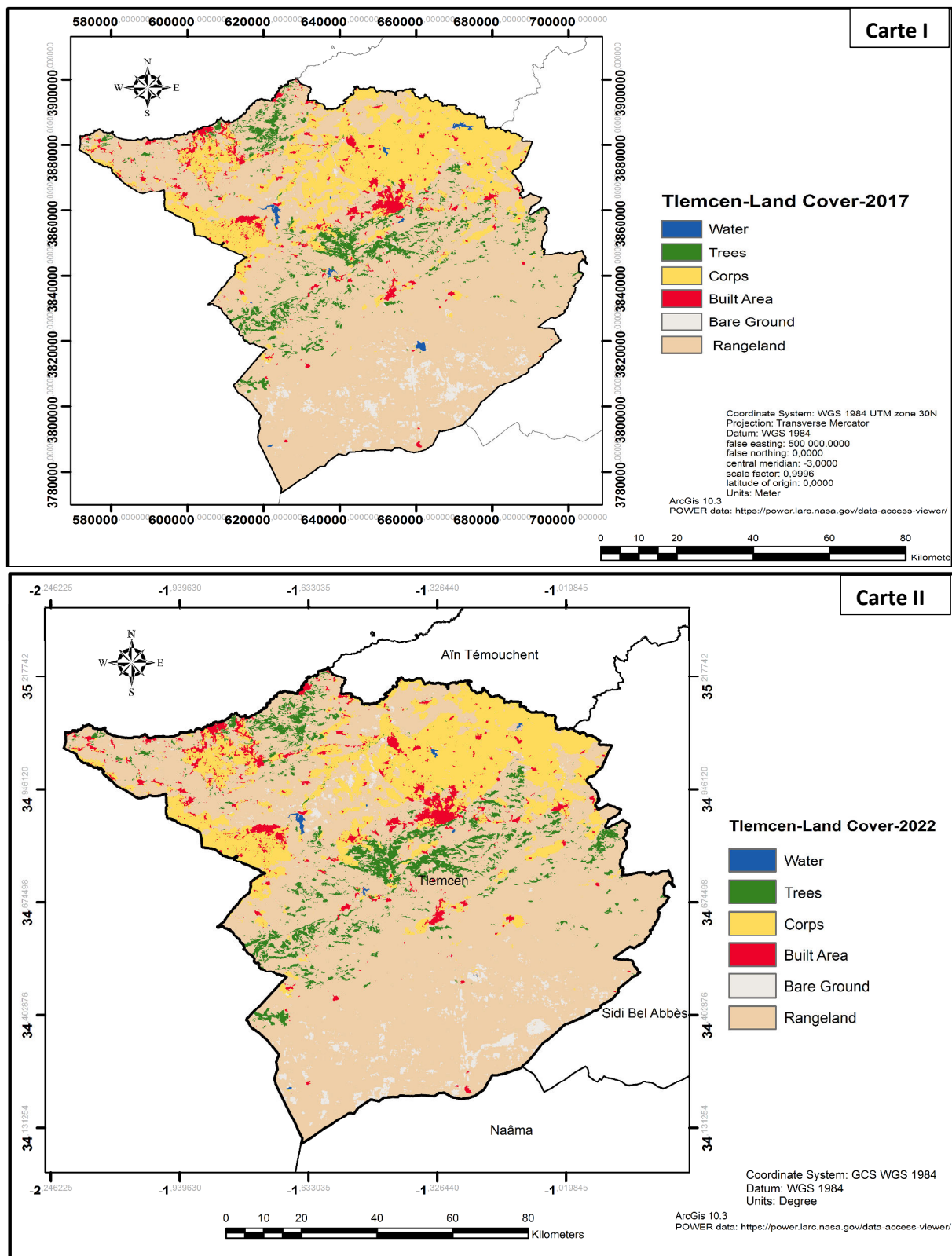


Figure 80 : Carte de couverture de sol de la wilaya de Tlemcen (I : année 2017; II : Année 2022)

ANNEXES

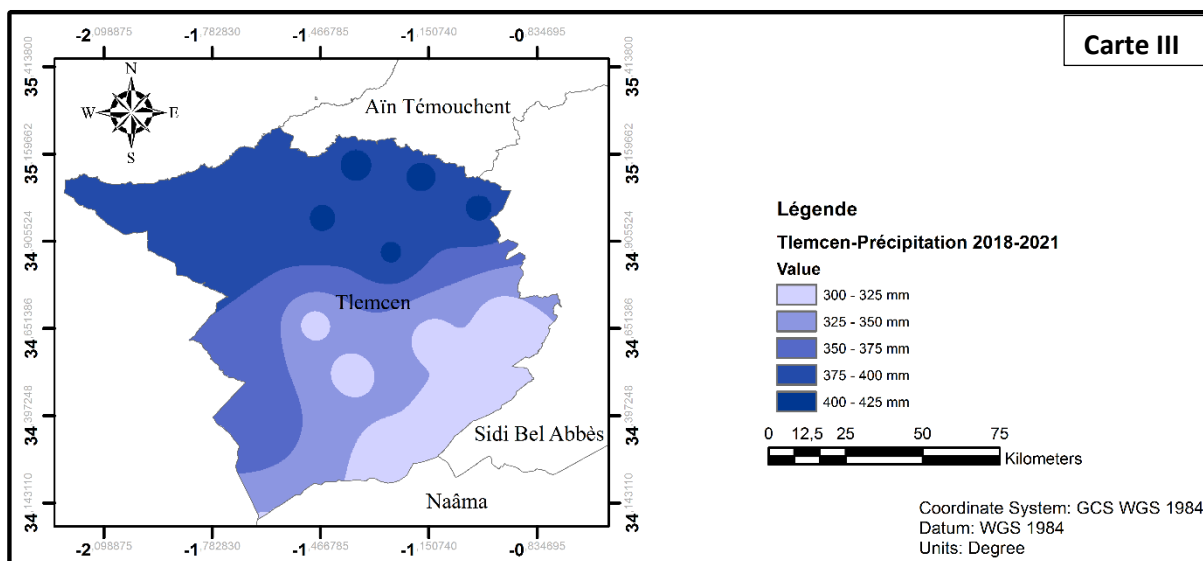
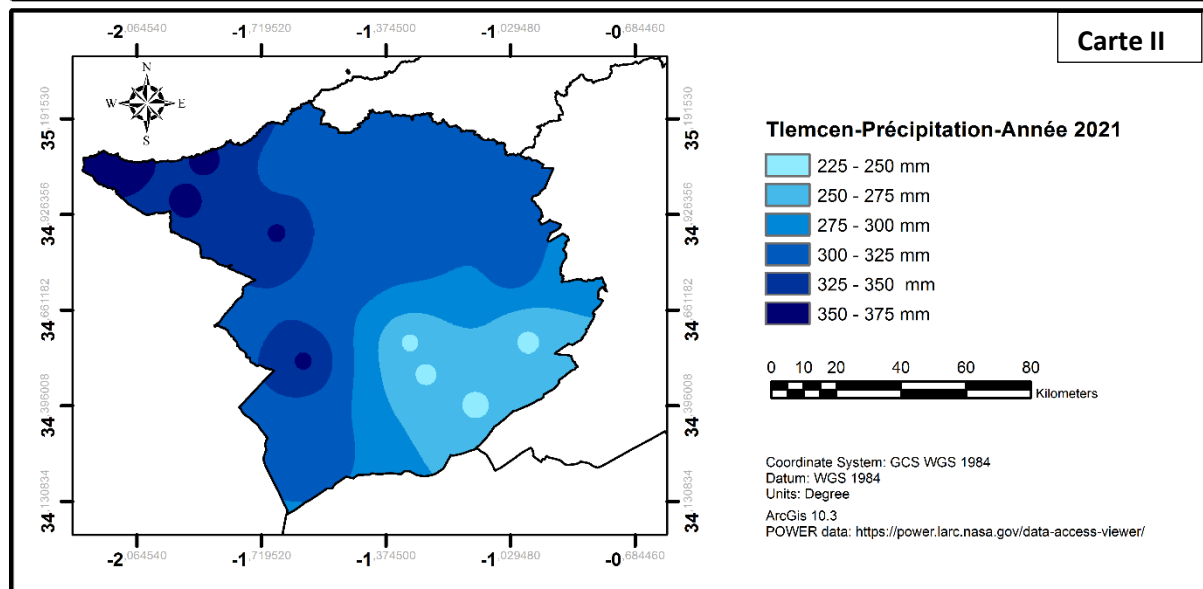
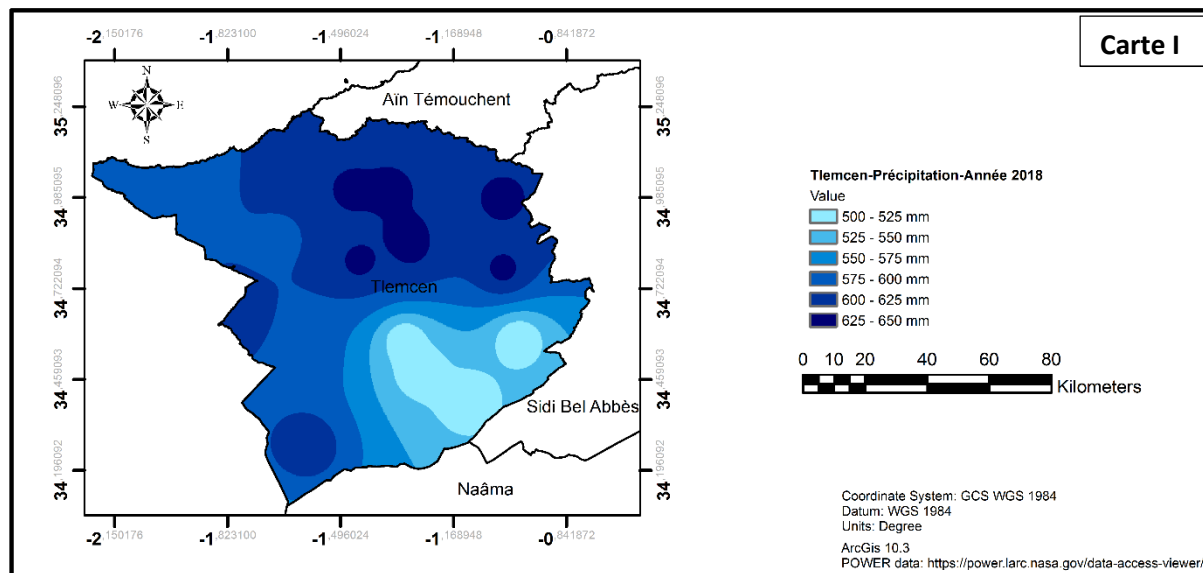


Figure 81 : Cartes de la somme des précipitations de la wilaya de Tlemcen en mm (I : Année 2018 ; II : Année 2021 et III : moyen de la période de 2018 à 2021)

ANNEXES

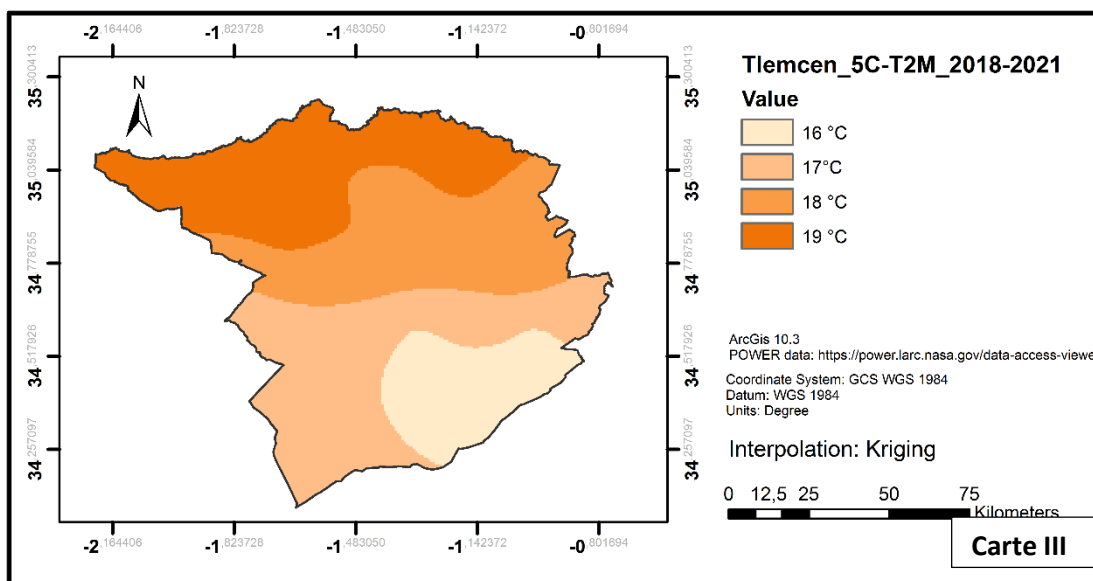
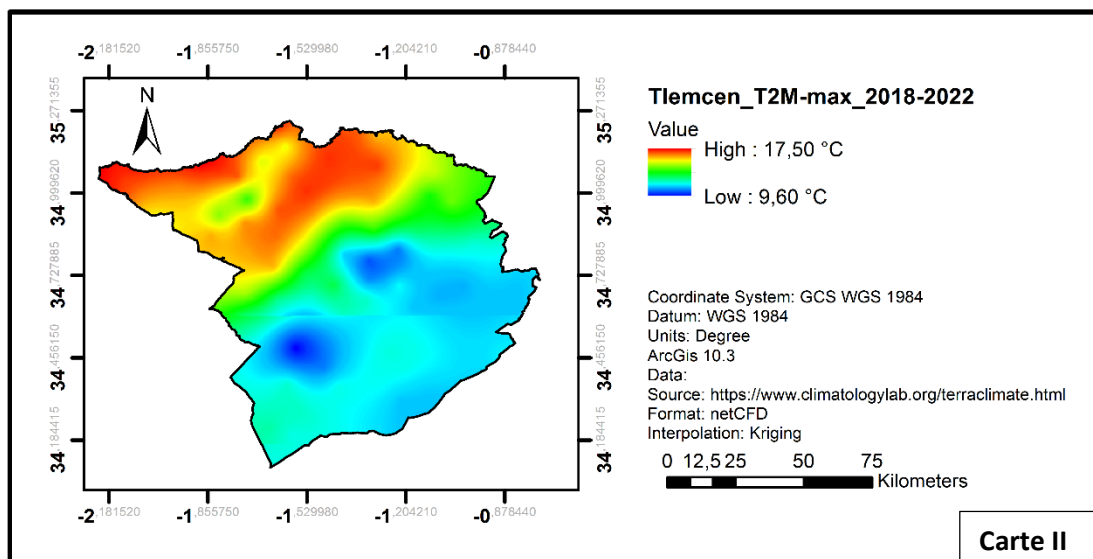
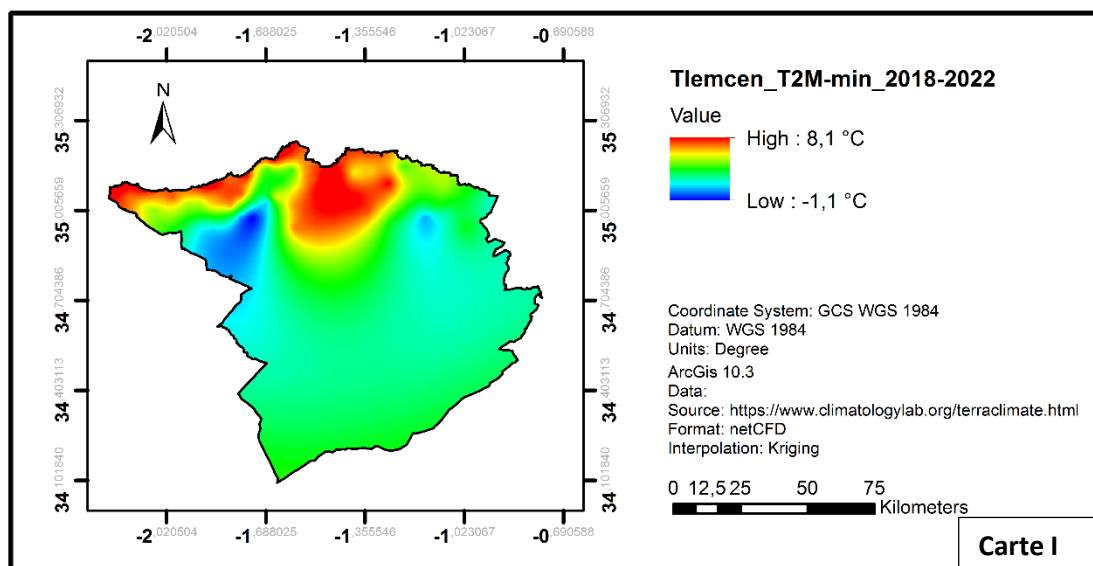


Figure 82 : Cartes des moyens de la température à 2 mètres de la wilaya de Tlemcen en °C (I : Température minimale de 2018 à 2022; II : Température maximale de 2018 à 2022 et III : Température moyenne de 2018 à 2021)

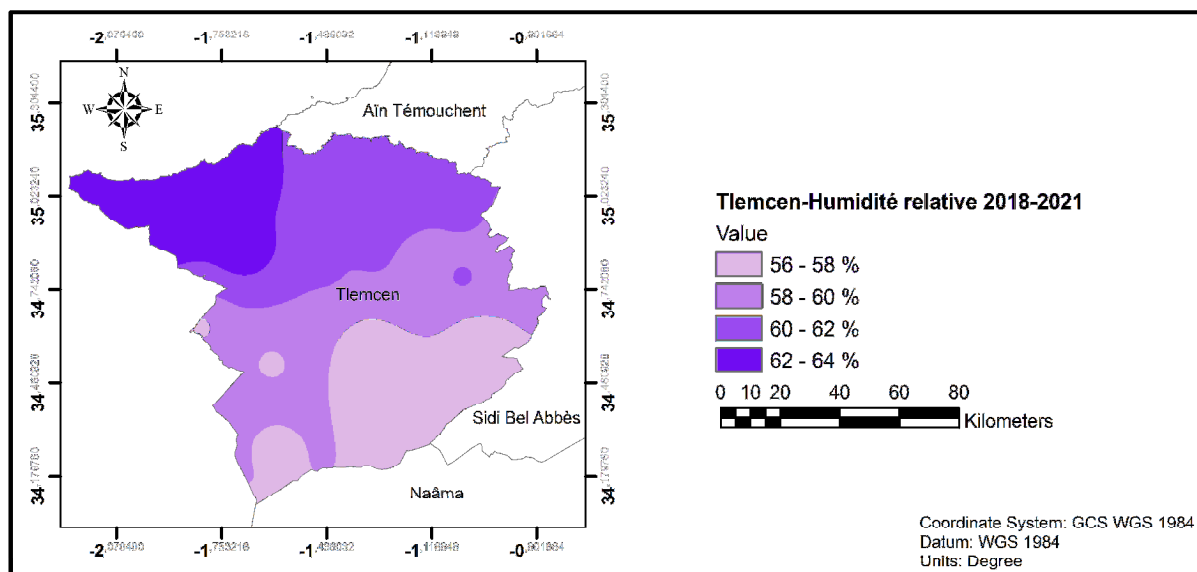


Figure 83 : Carte de moyen de l'humidité relative de la wilaya de Tlemcen en pourcentage de la période de 2018 à 2021

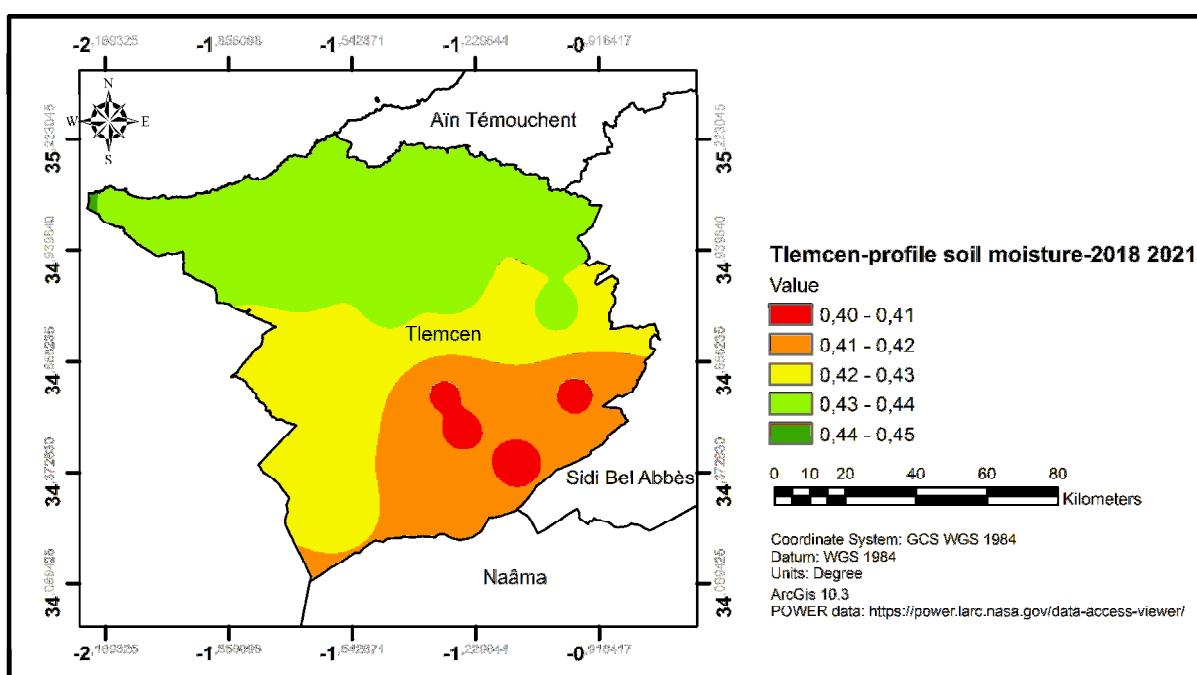
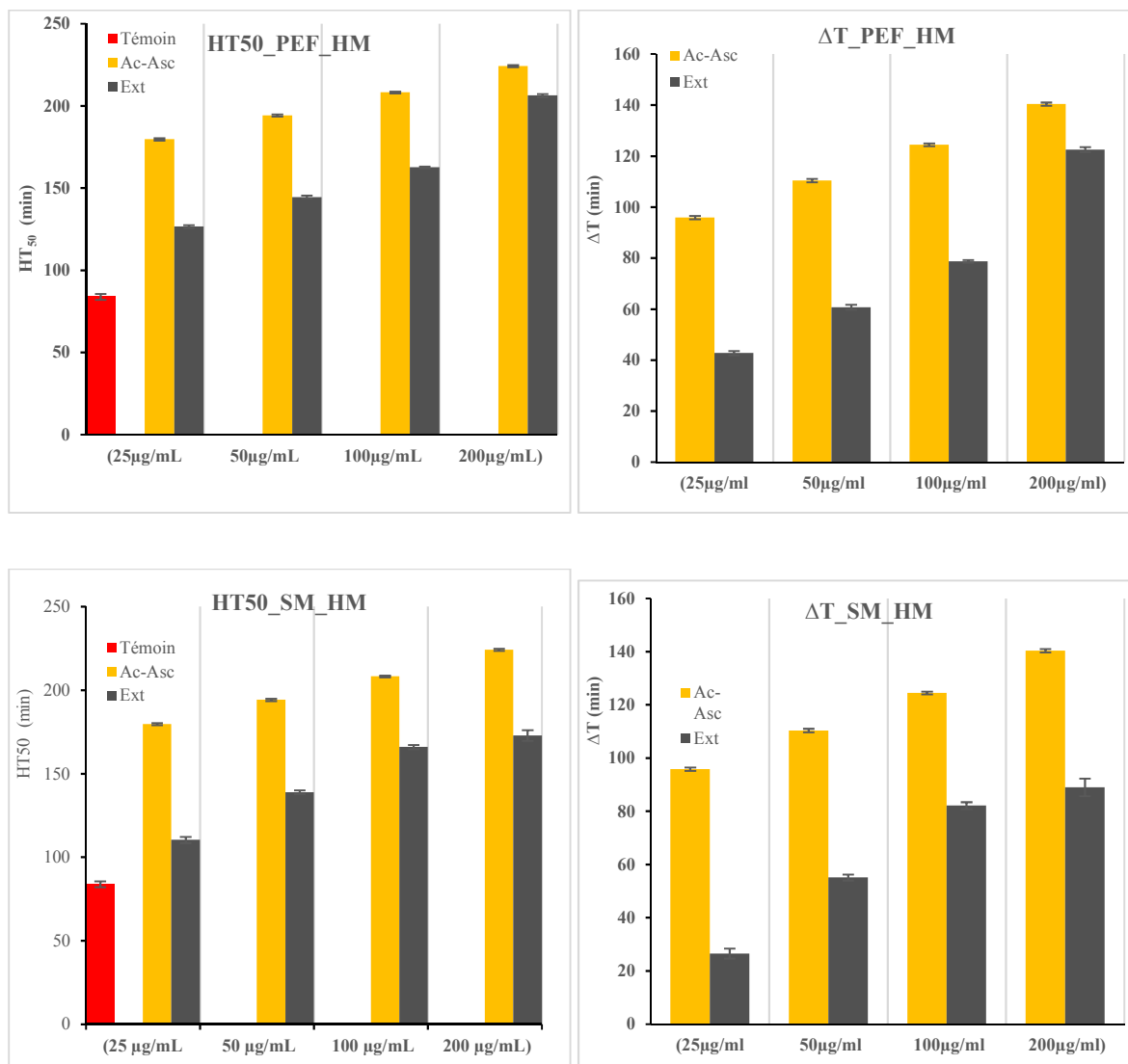
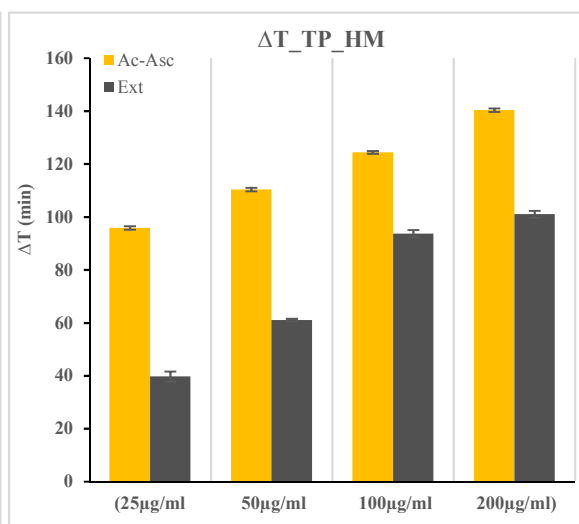
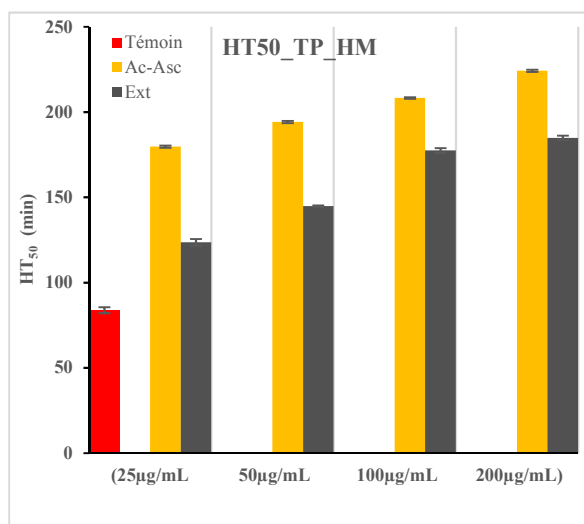
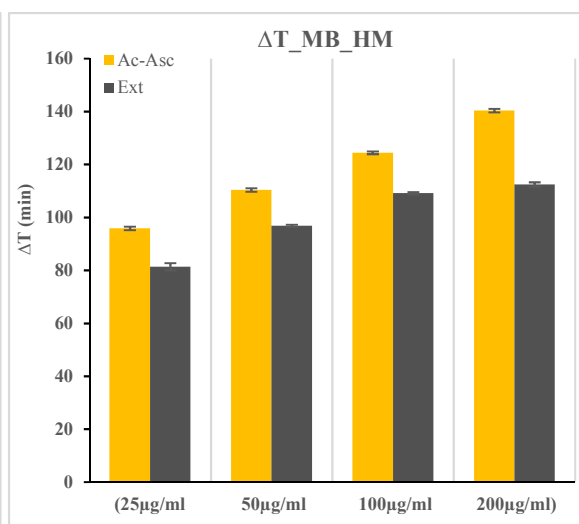
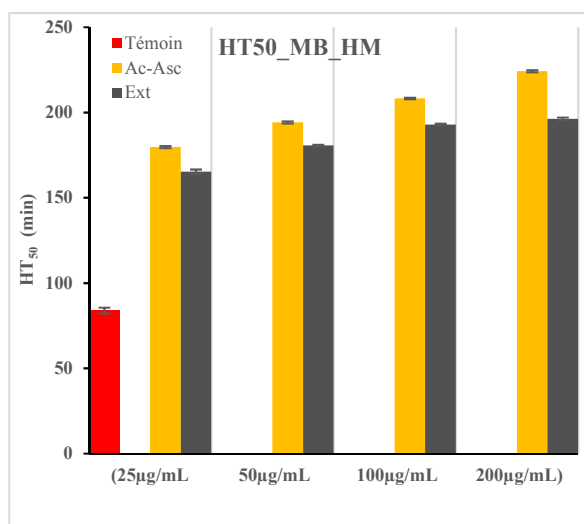
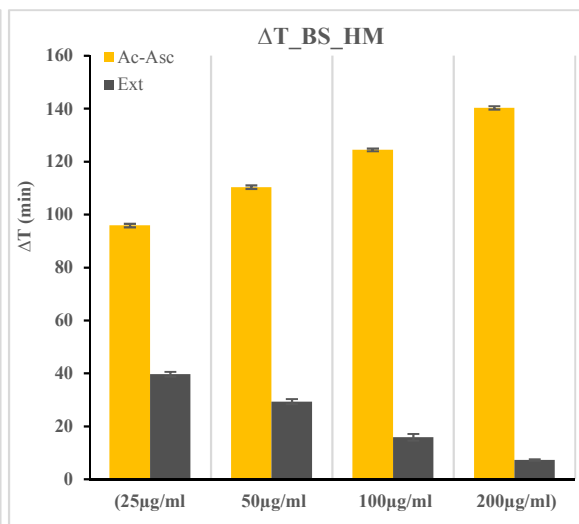
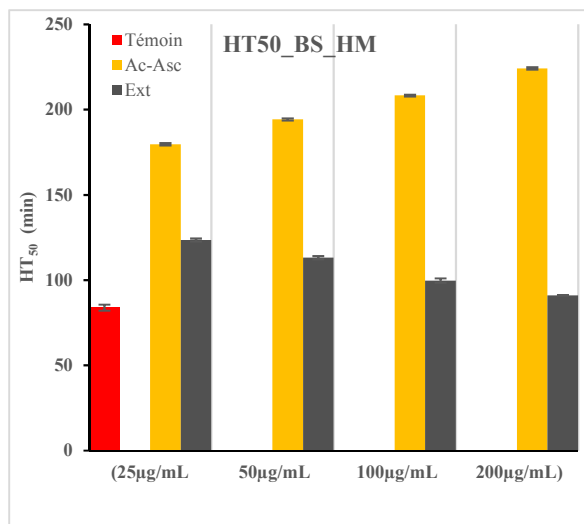


Figure 84 : Carte de moyen de profil de l'humidité de sol de la wilaya de Tlemcen de la période de 2018 à 2021

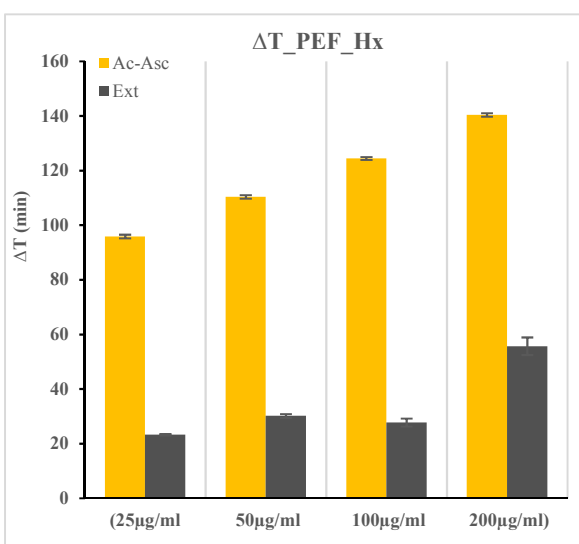
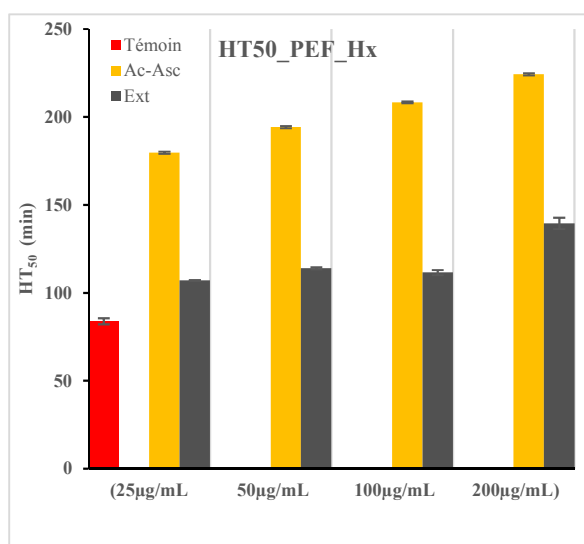
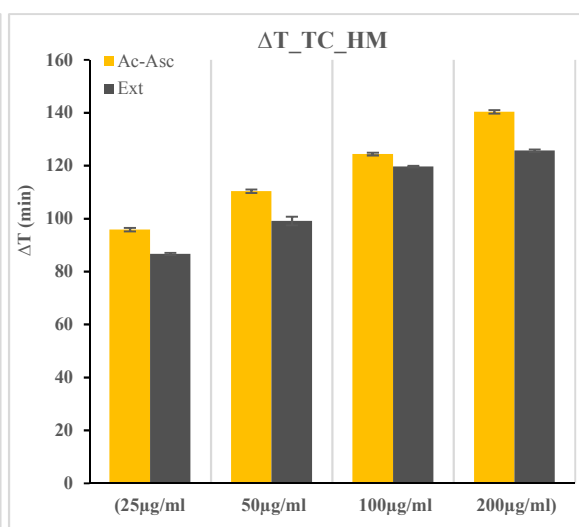
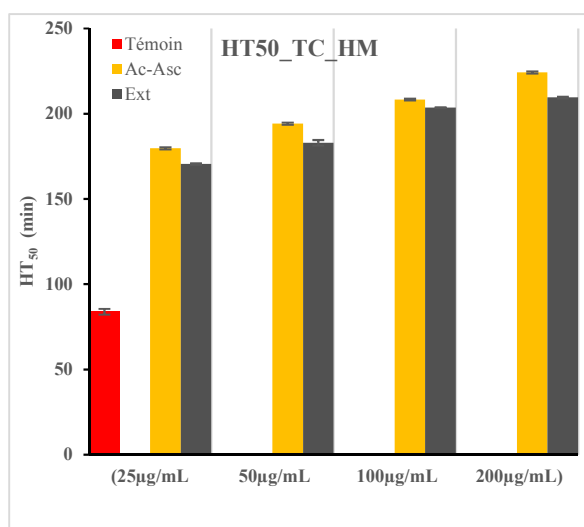
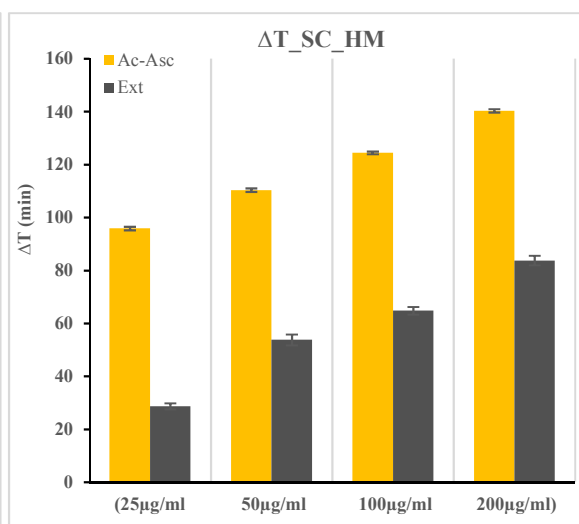
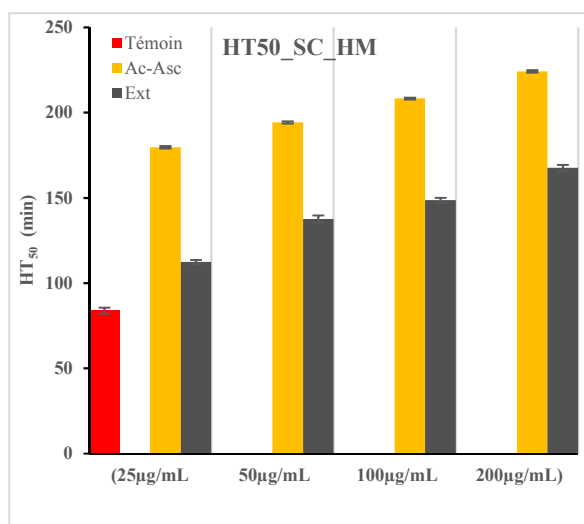
Annexe 3 : histogramme des temps de demi-hémolyse (HT_{50} en min) et temps d'hémolyse différé (ΔT en min) pour chaque extrait



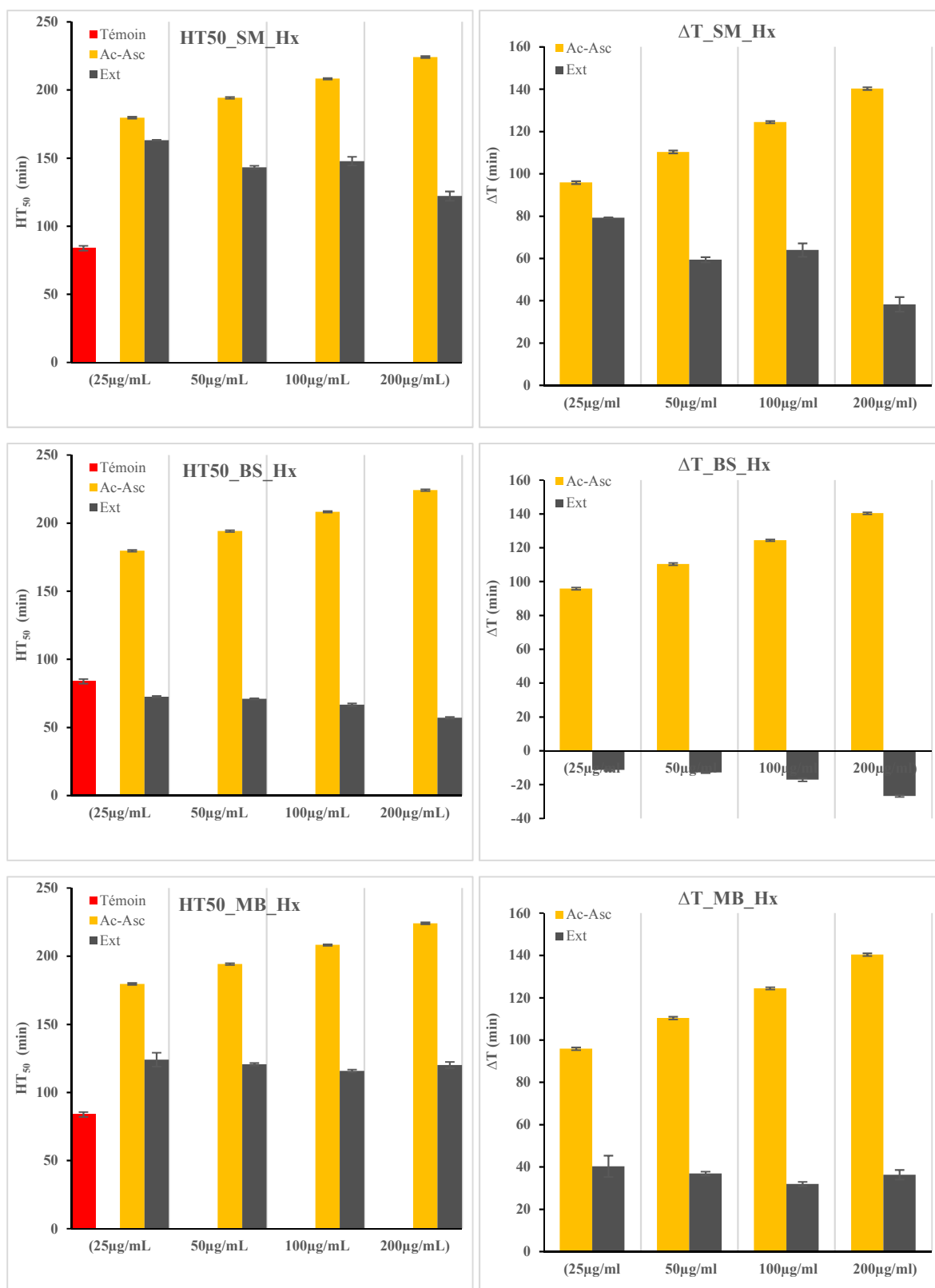
ANNEXES



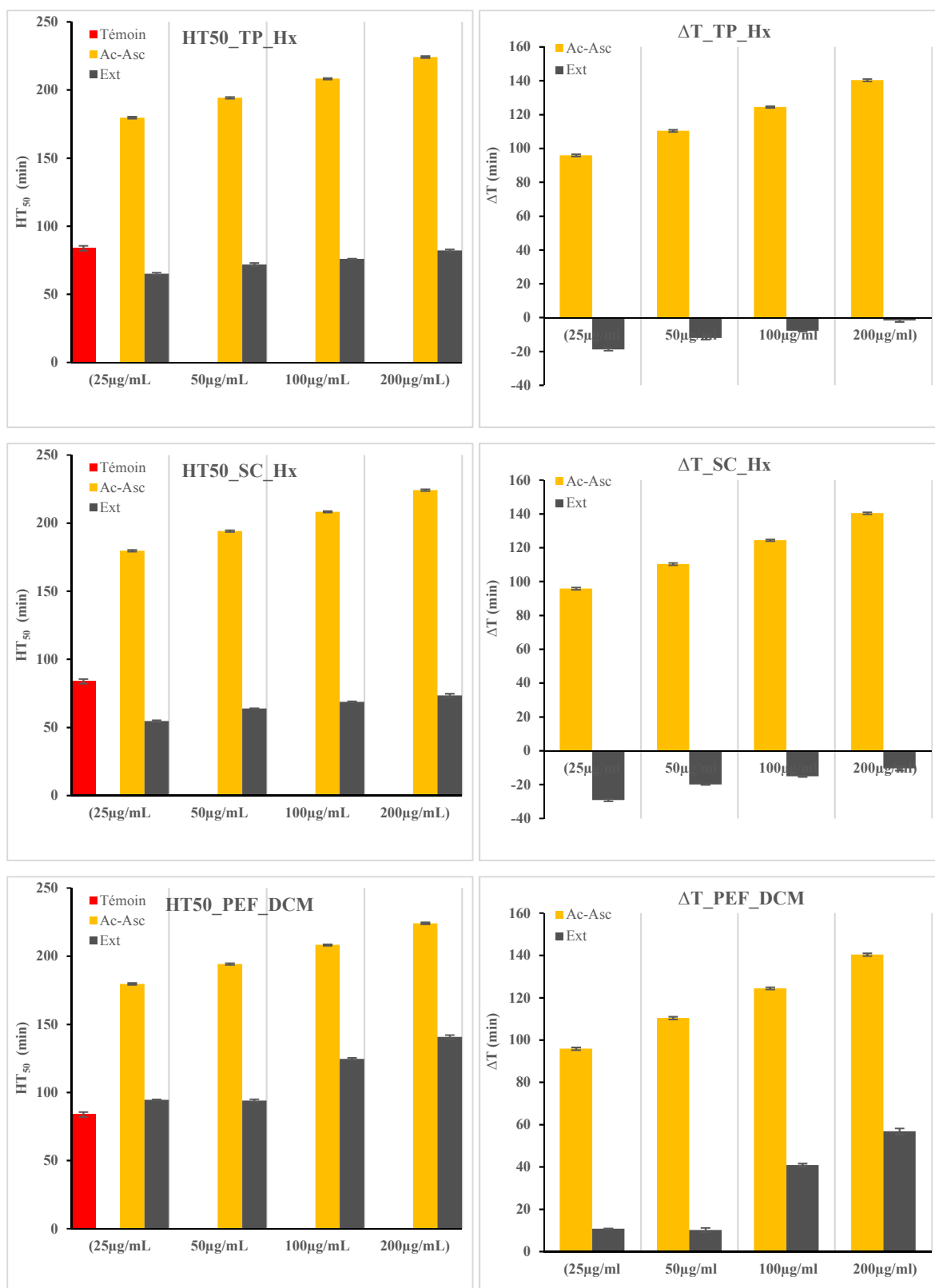
ANNEXES



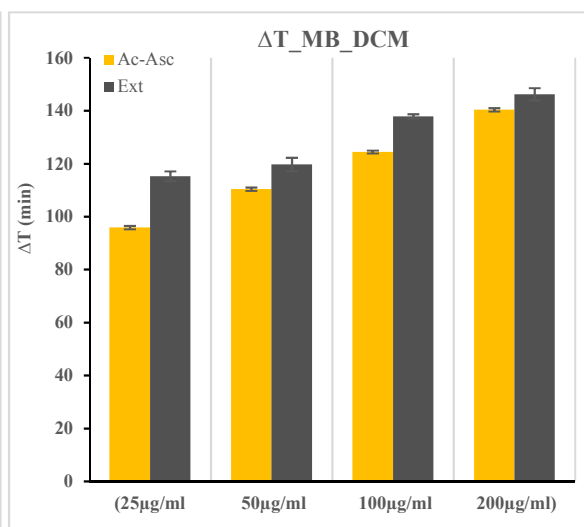
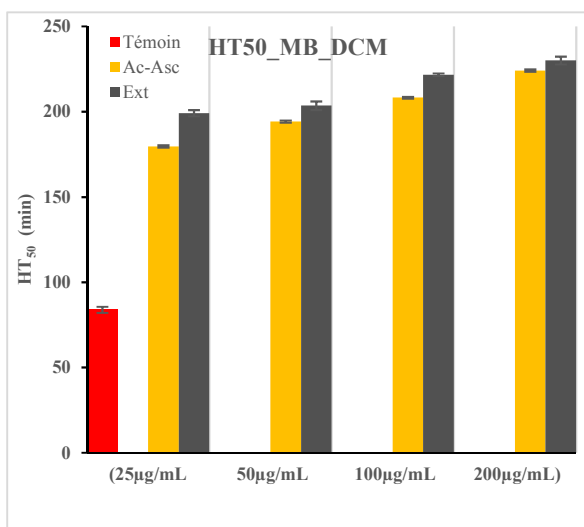
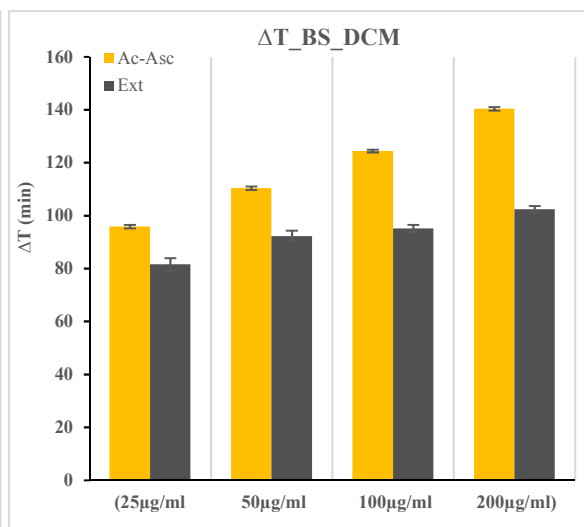
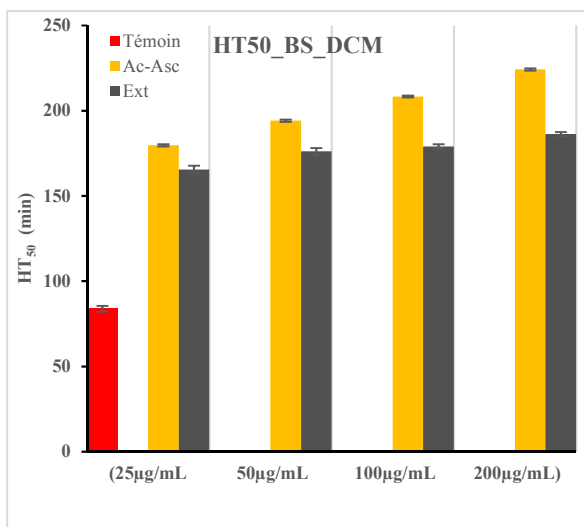
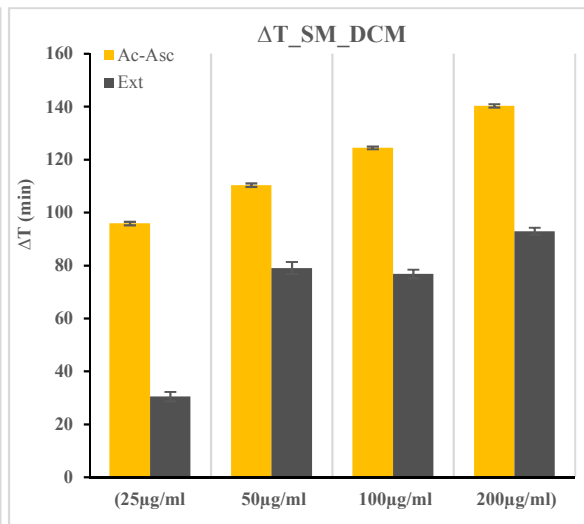
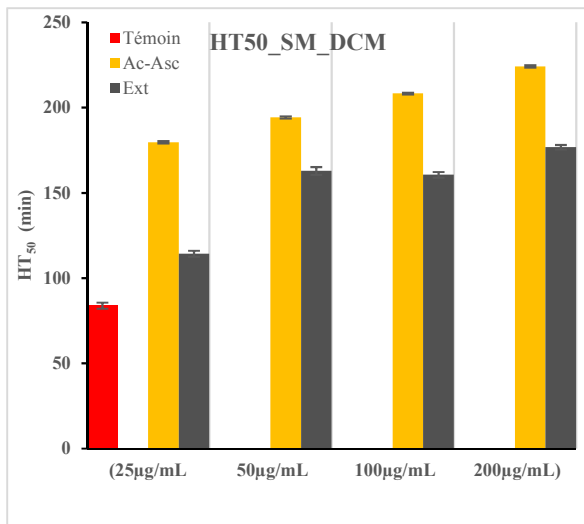
ANNEXES



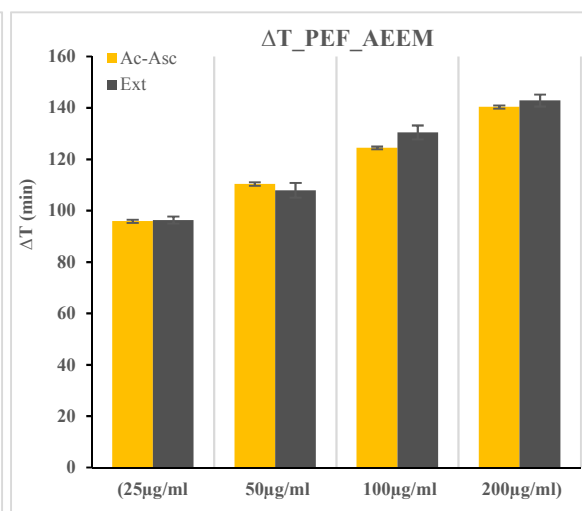
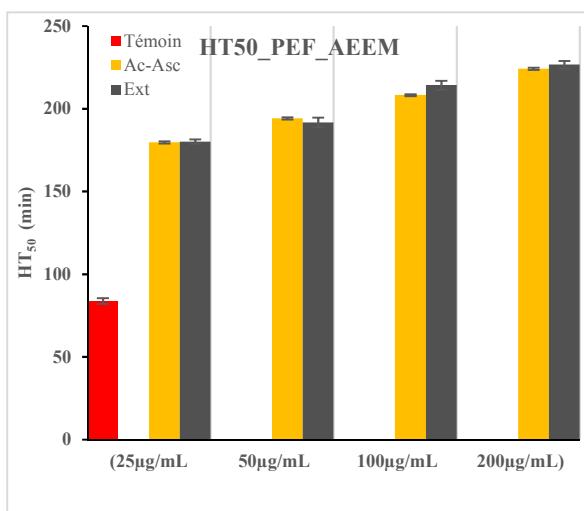
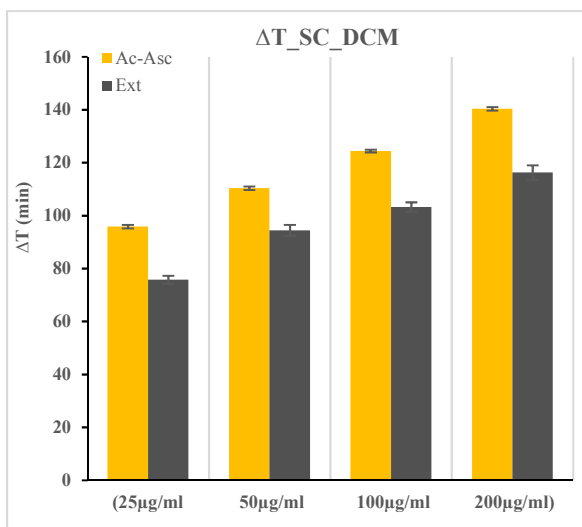
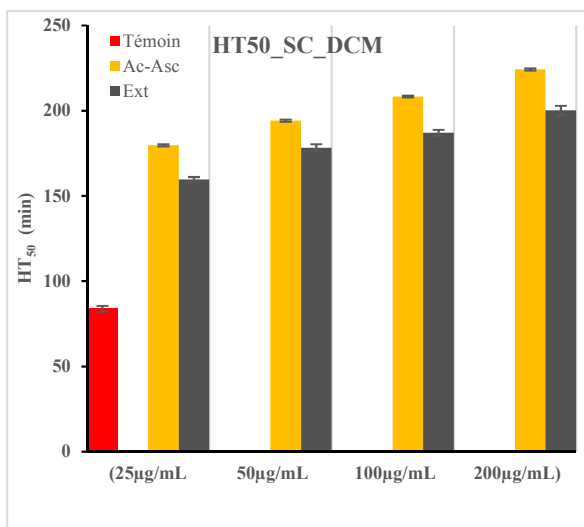
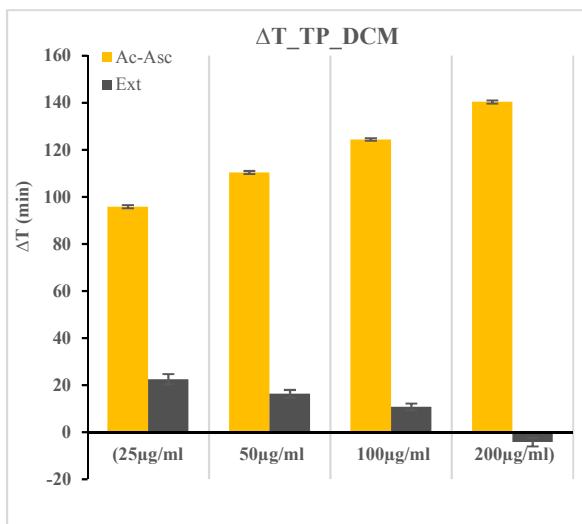
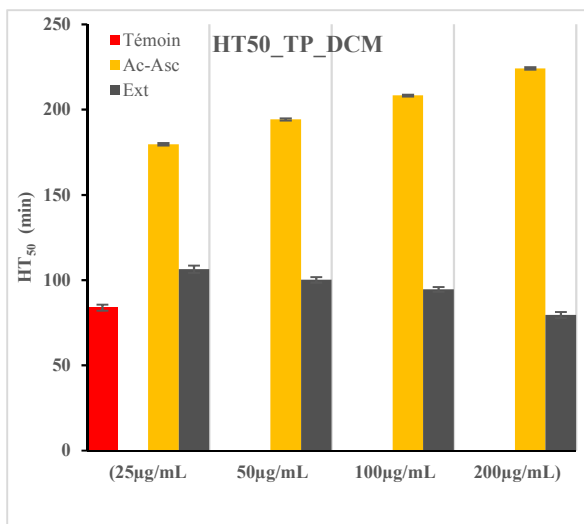
ANNEXES



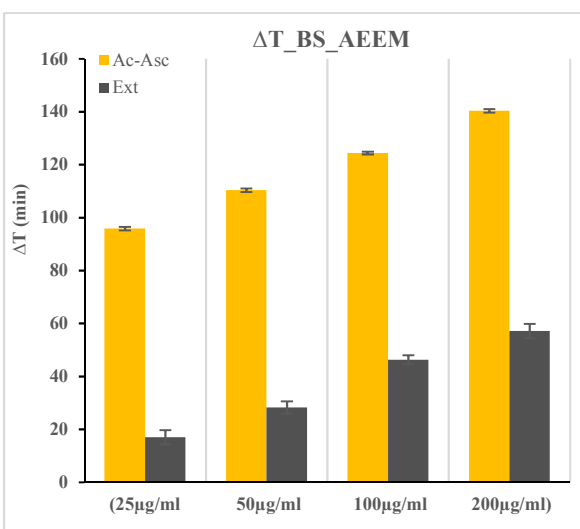
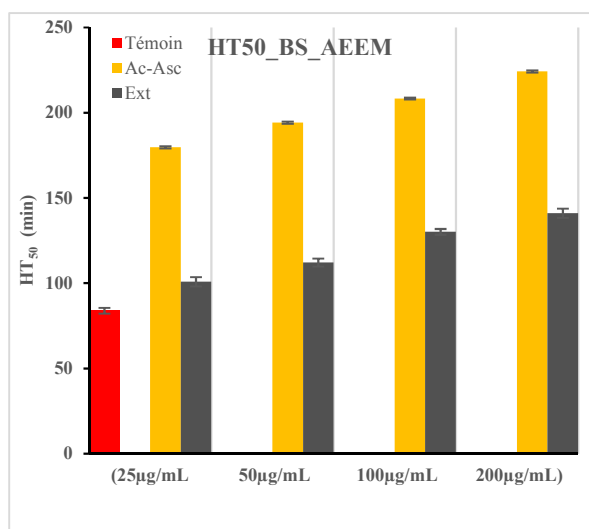
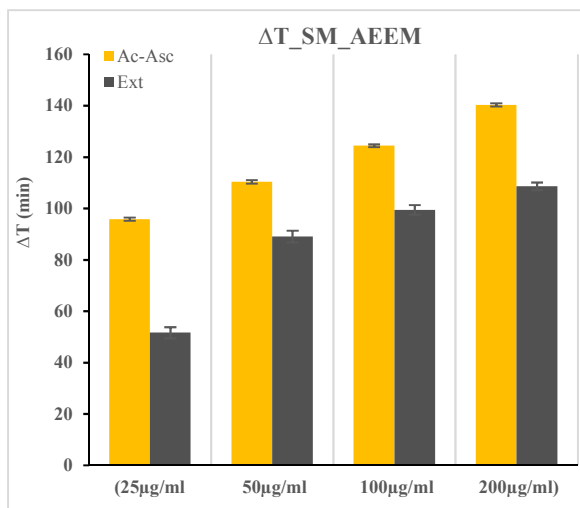
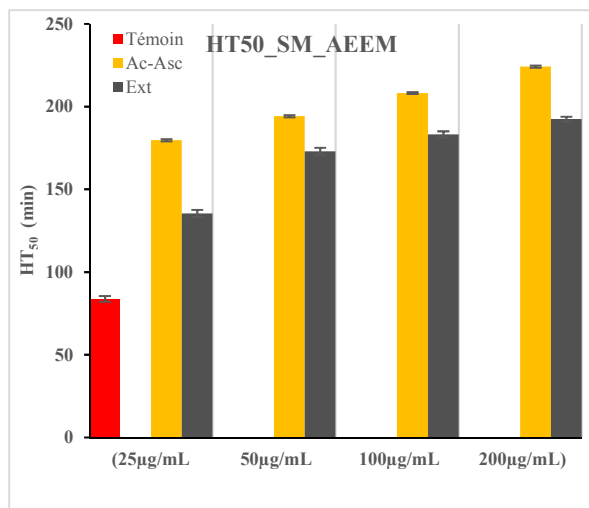
ANNEXES



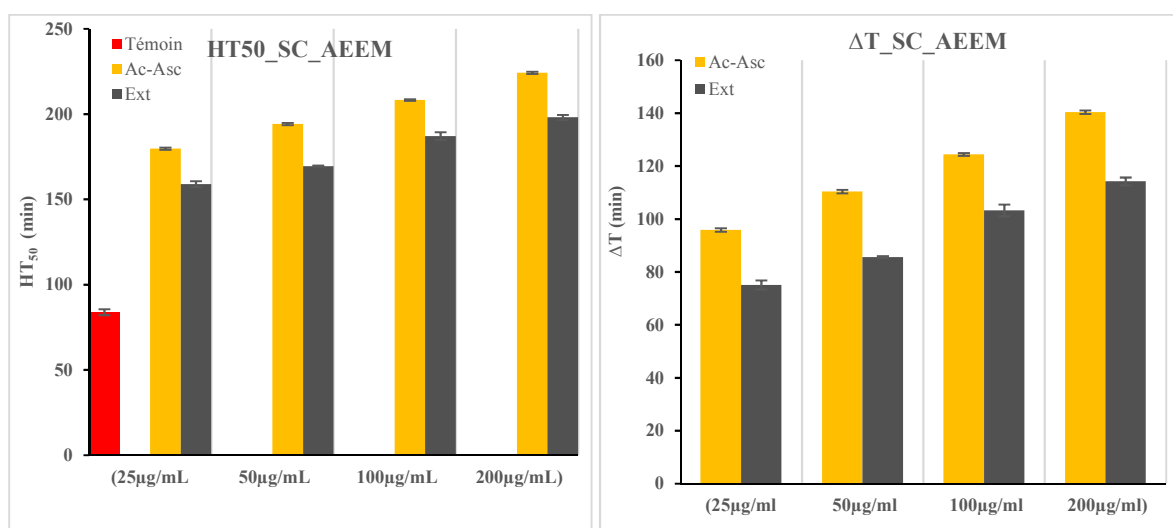
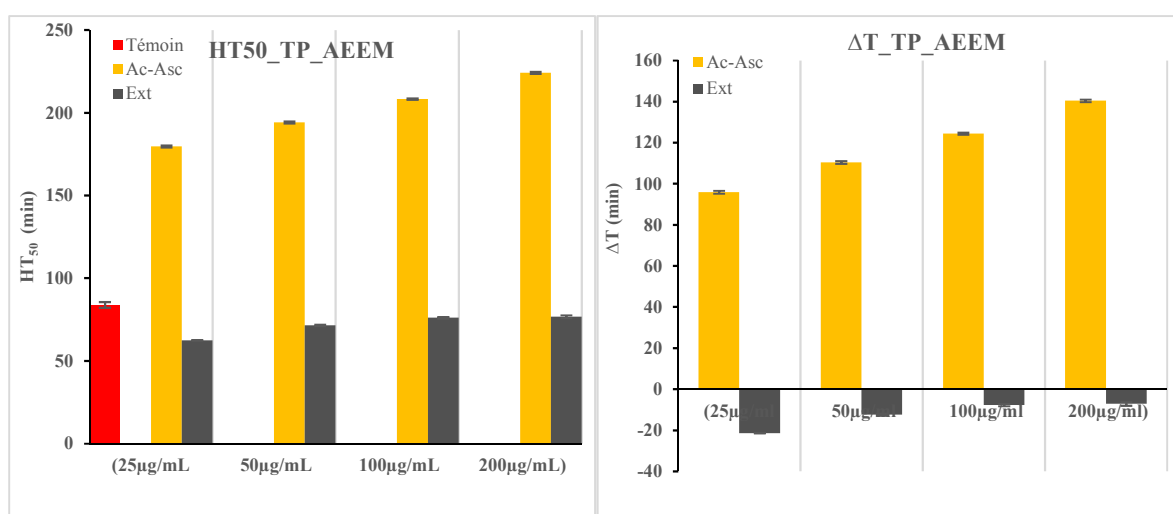
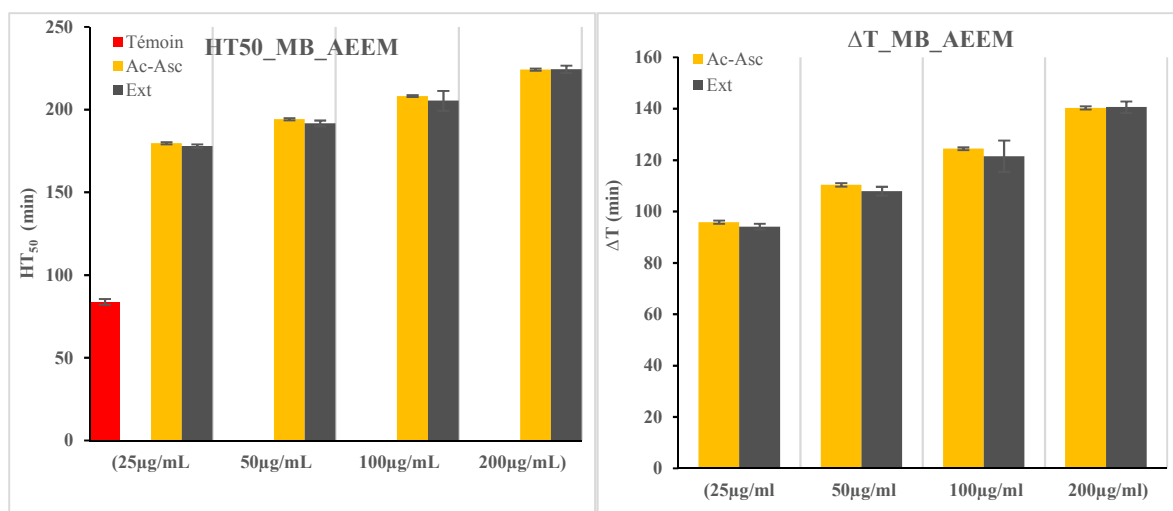
ANNEXES



ANNEXES

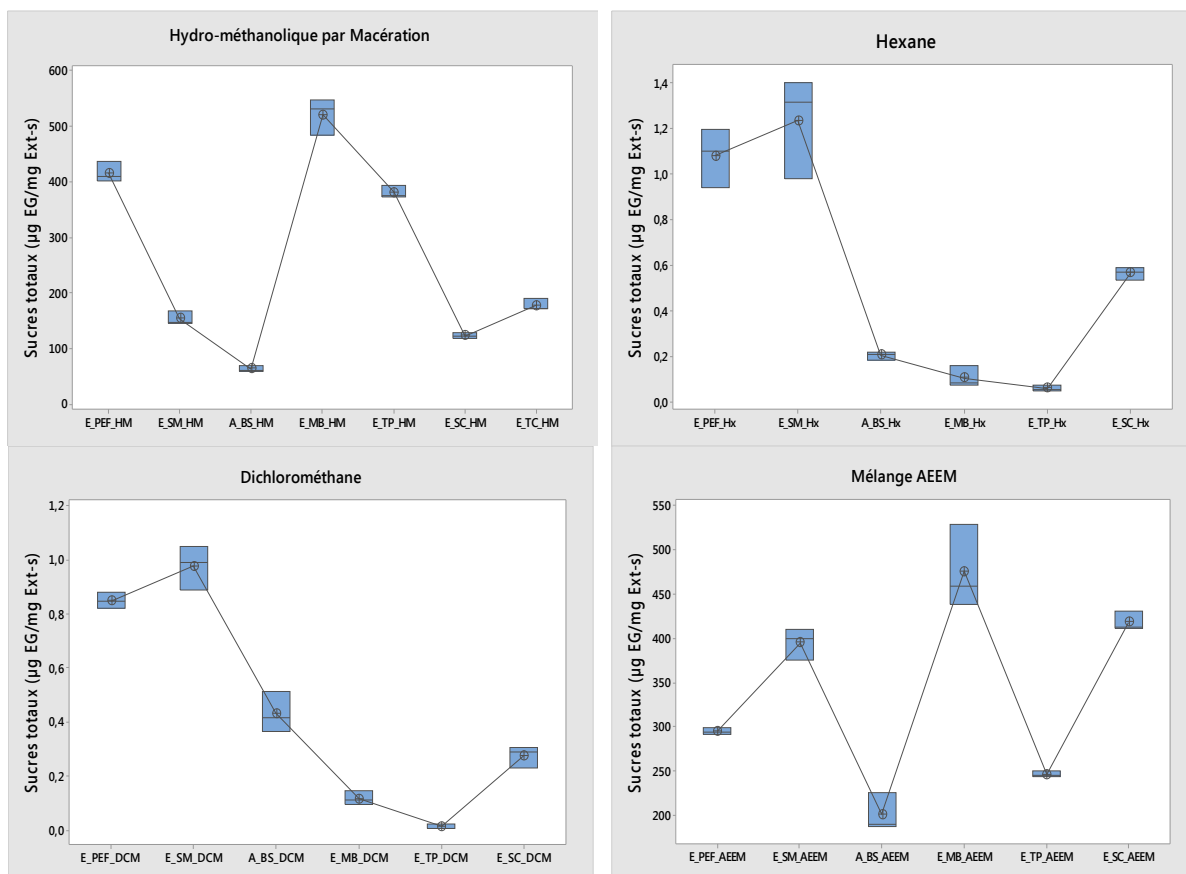


ANNEXES

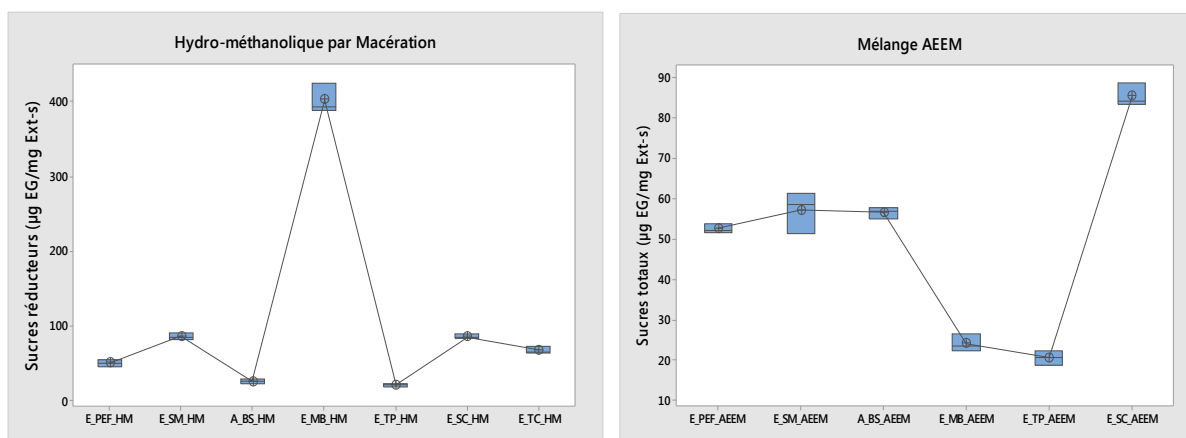


Annexe 4 : Présentation de l'étude statistique, comparaisons deux à deux de Tukey

- Informations de groupement avec la méthode de Tukey et un niveau de confiance de 95 %. Diagramme sous forme de boîte à moustaches des données.
- Comparaison entre champignon pour chaque extrait.

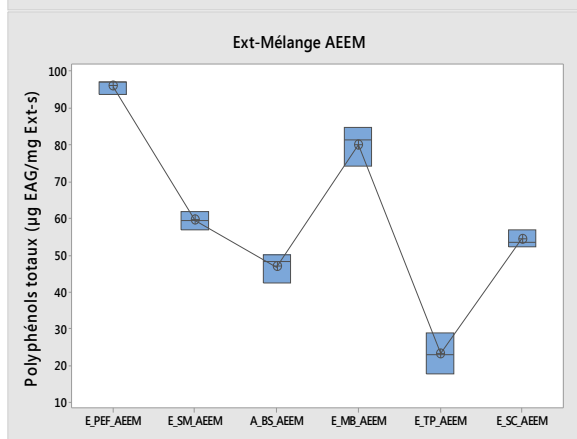
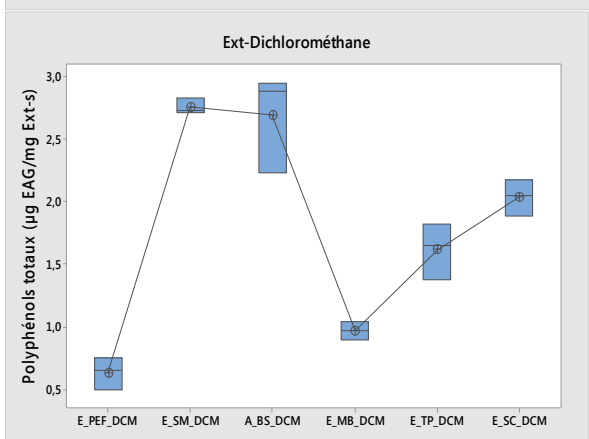
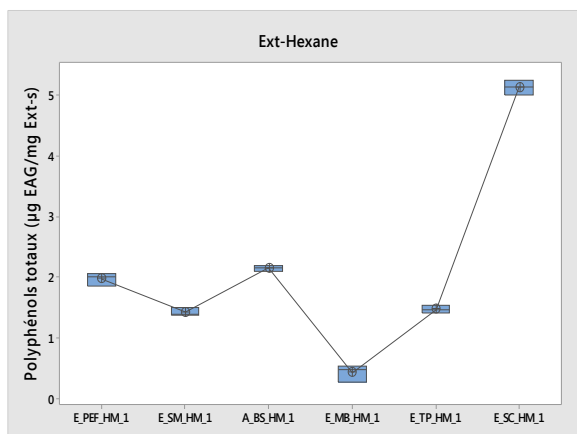
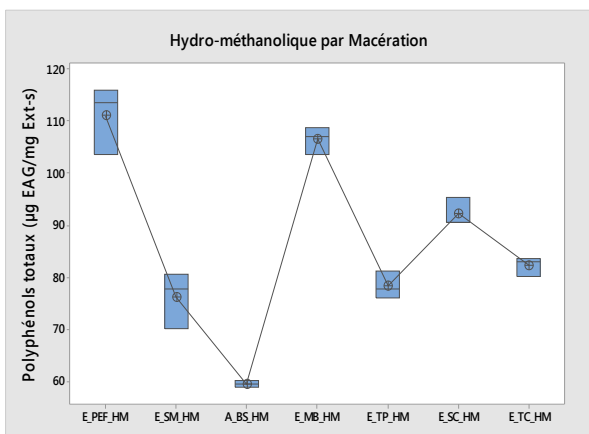


Glucides-sucres totaux

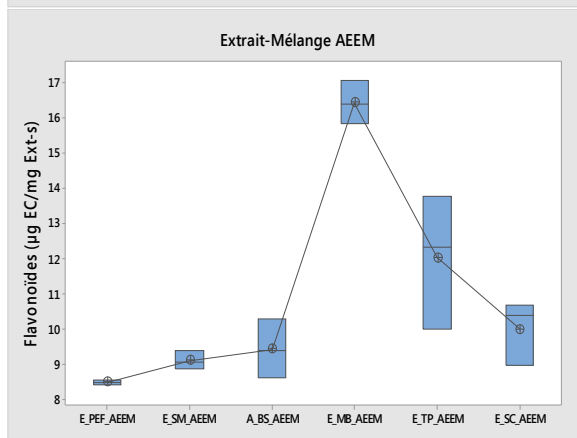
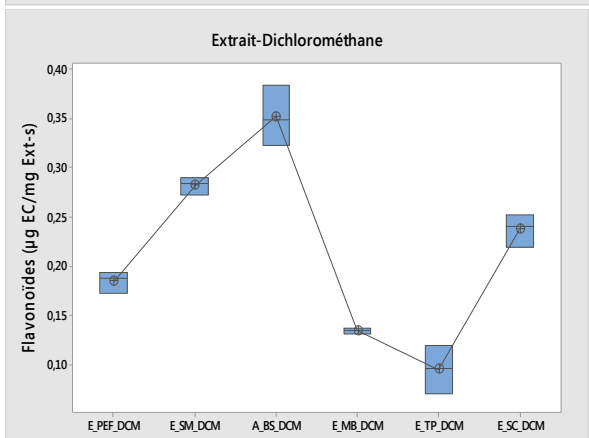
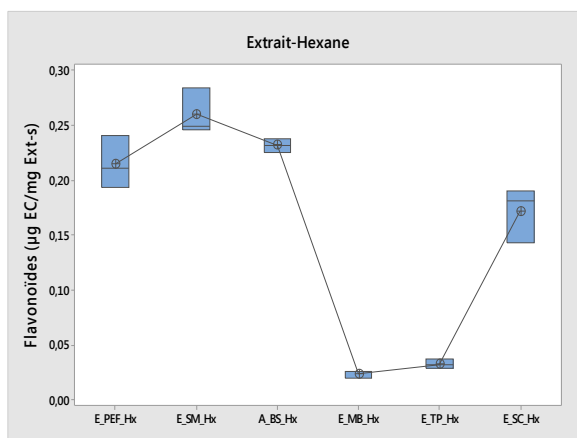
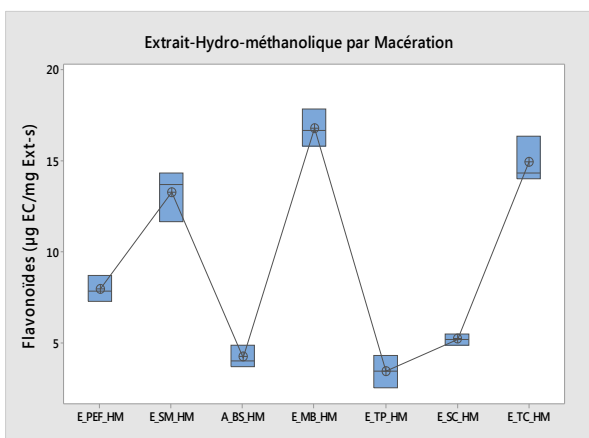


Glucides-sucres réducteurs

ANNEXES

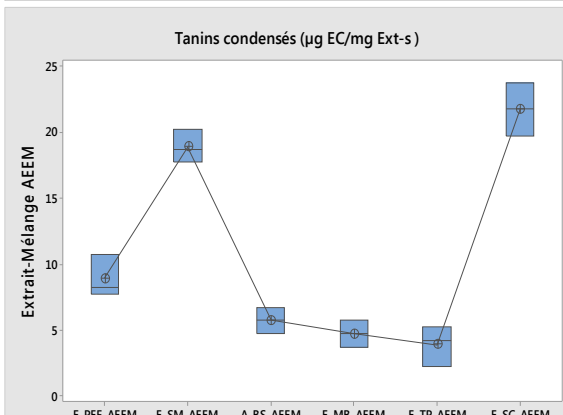
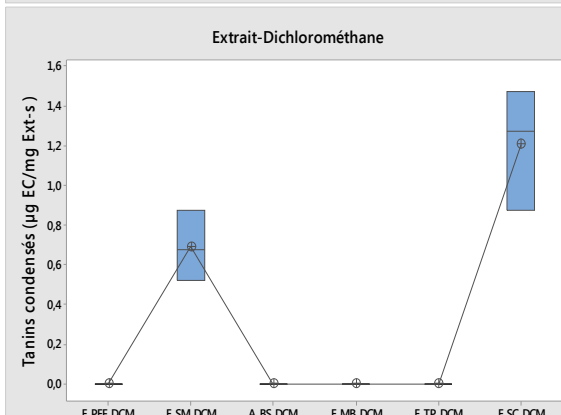
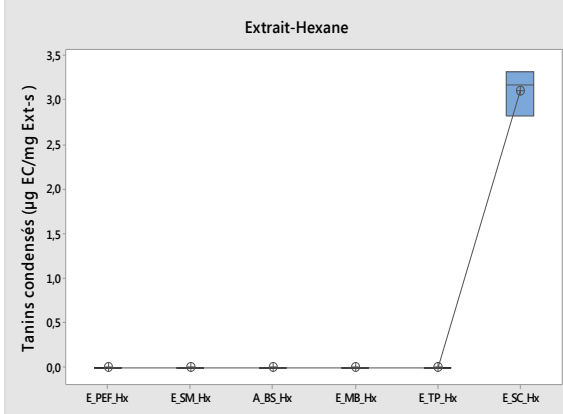
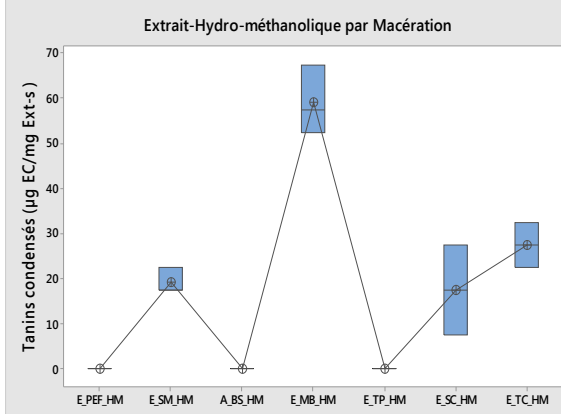


Composés phénoliques-Polyphénols totaux

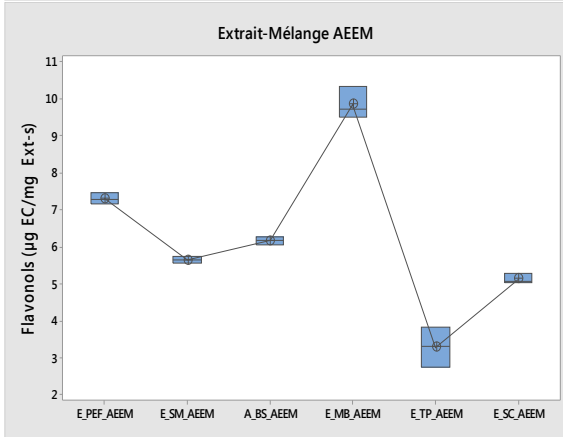
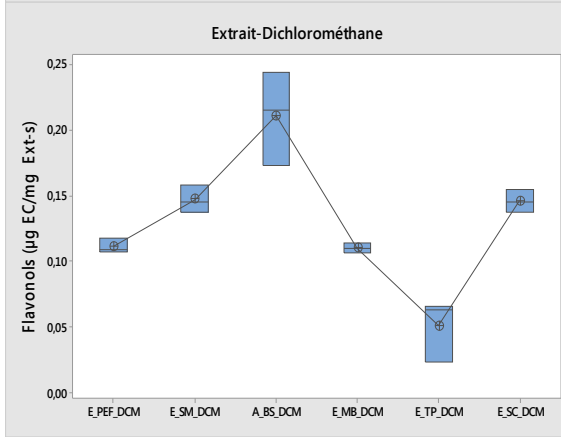
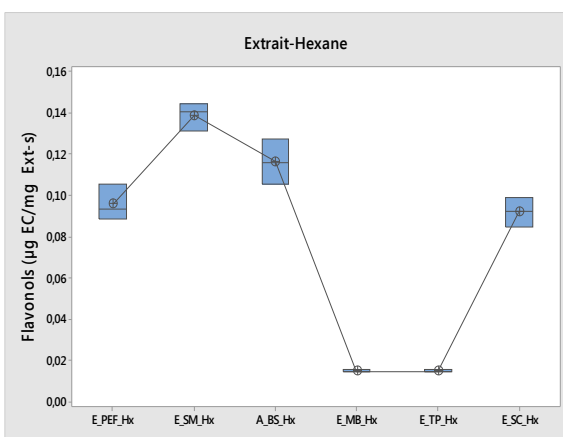
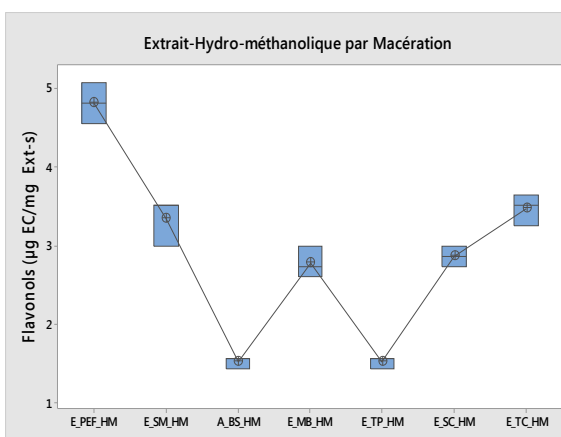


Composés phénoliques-Flavonoïdes

ANNEXES

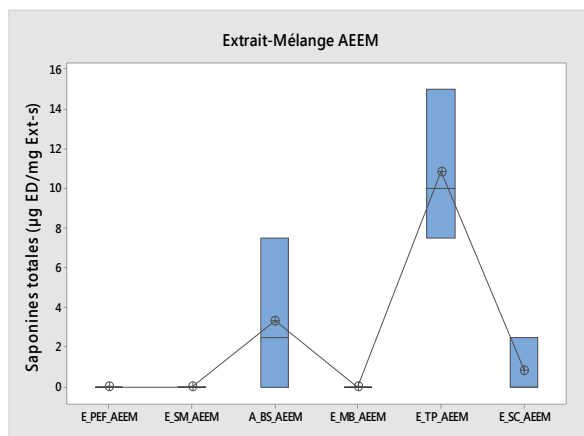
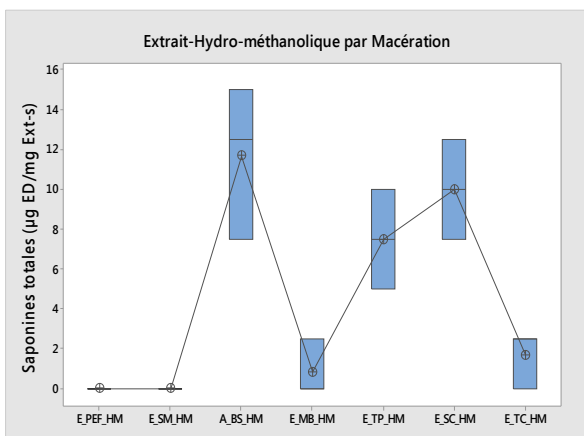


Composés phénoliques-Tanins condensés

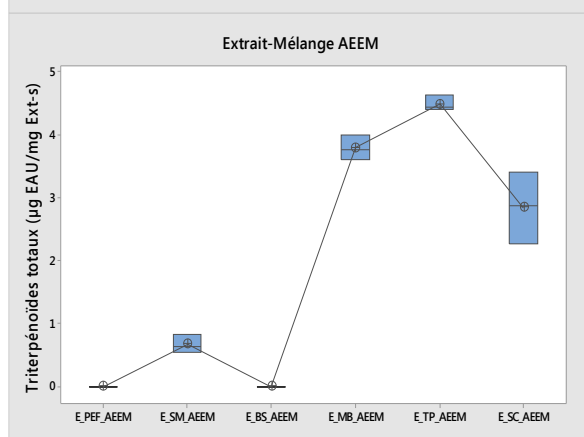
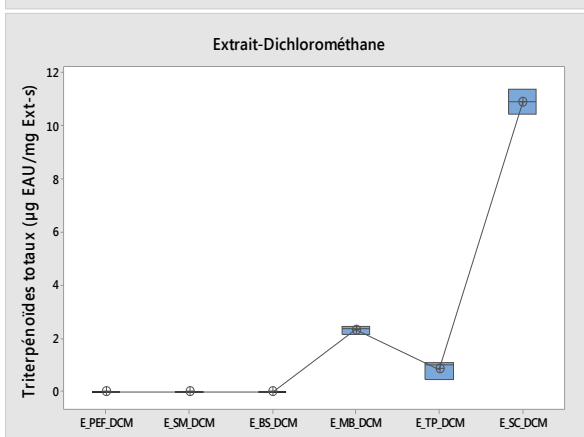
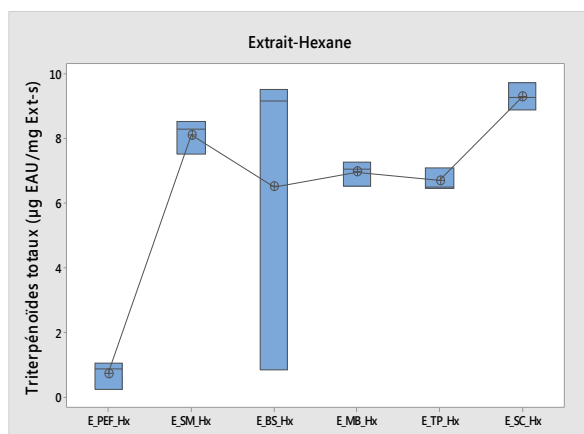
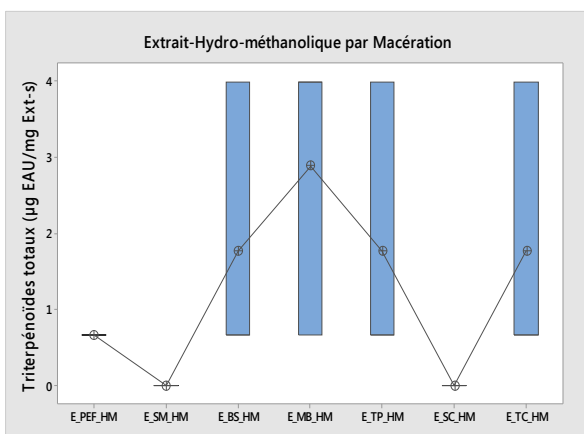


Composés phénoliques-Flavonols

ANNEXES

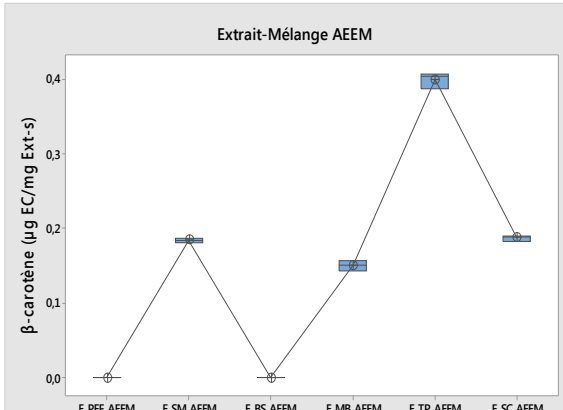
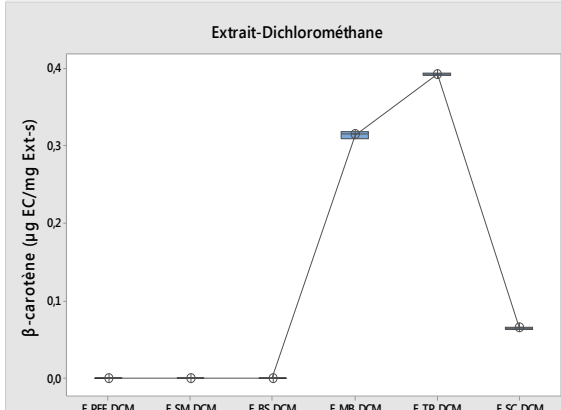
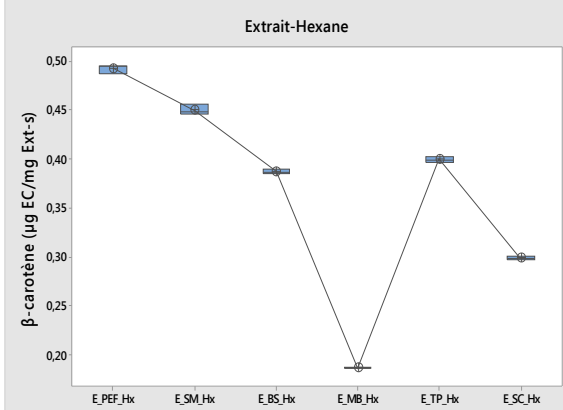
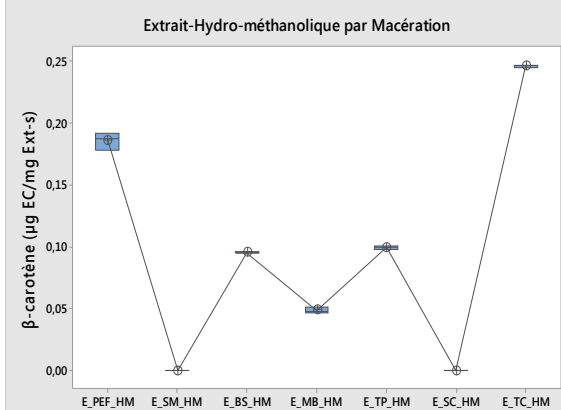


Composés terpéniques-Saponines

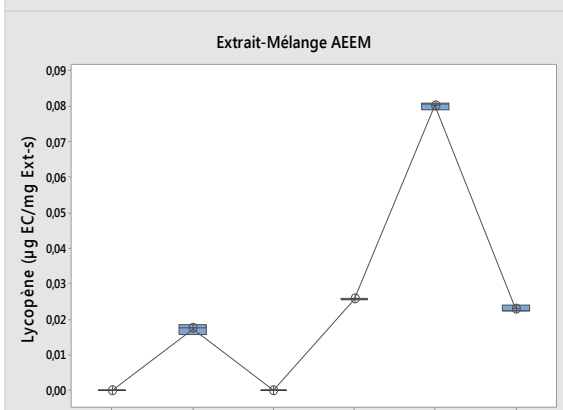
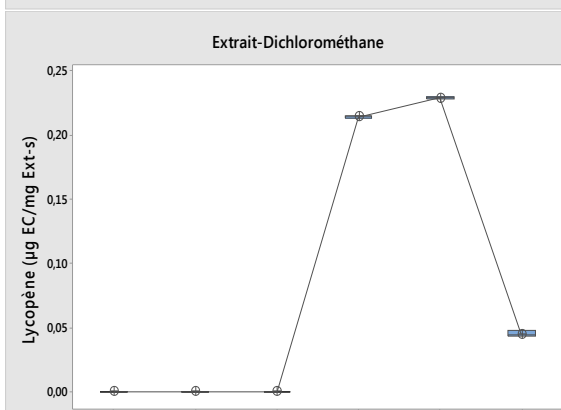
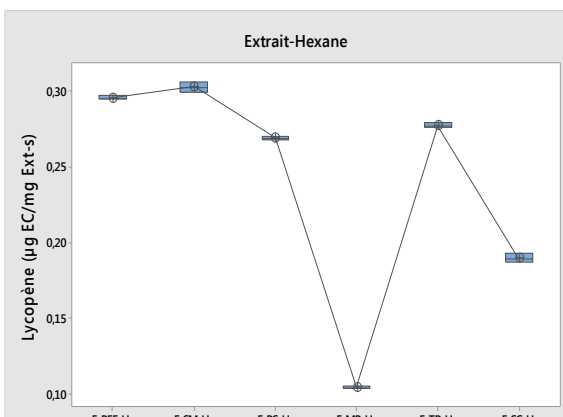
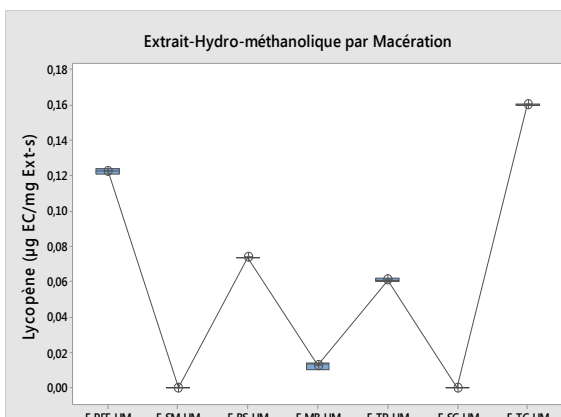


Composés terpéniques-Triterpénoïdes totaux

ANNEXES

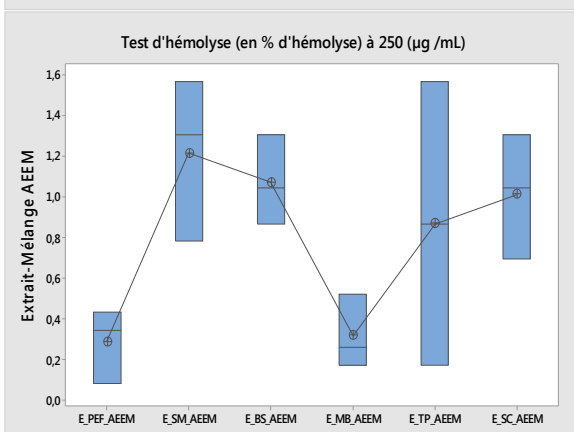
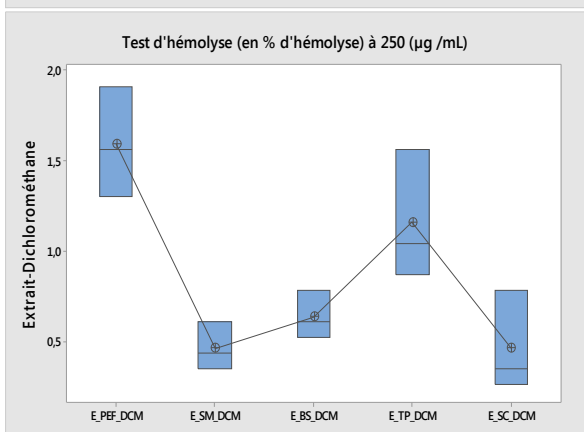
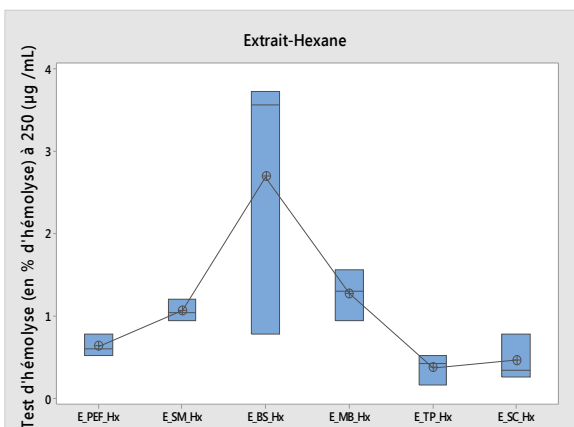
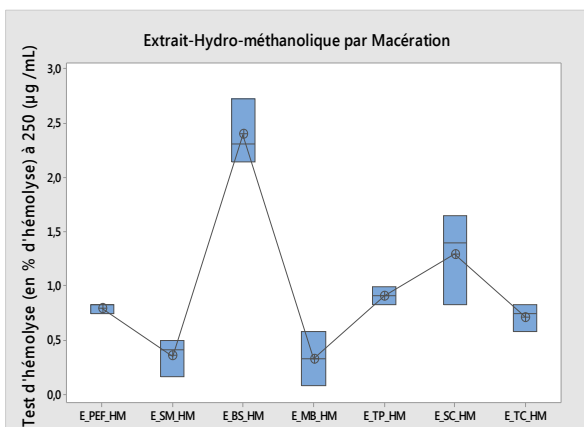


Composés terpéniques-β-carotène

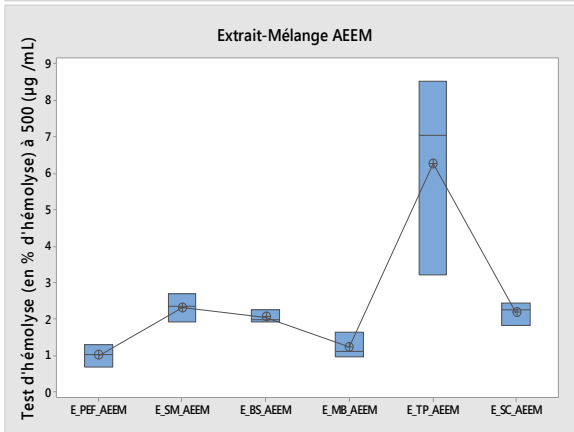
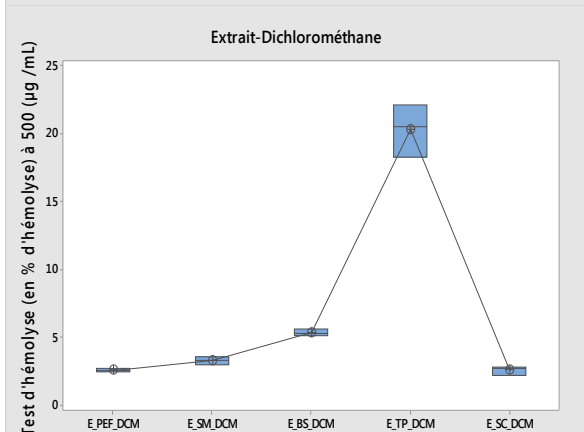
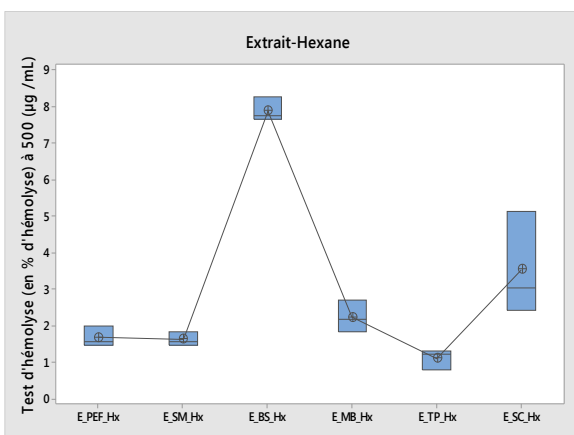
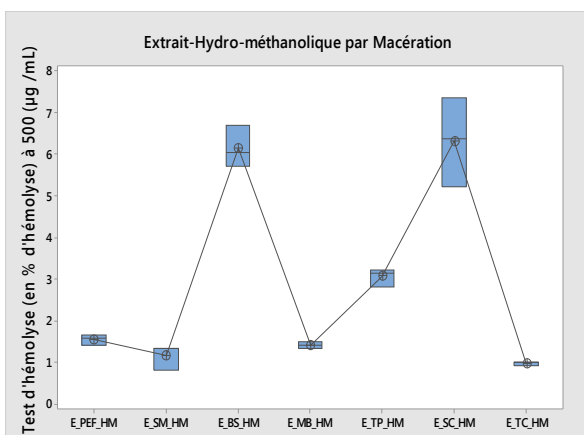


Composés terpéniques-Lycopène

ANNEXES

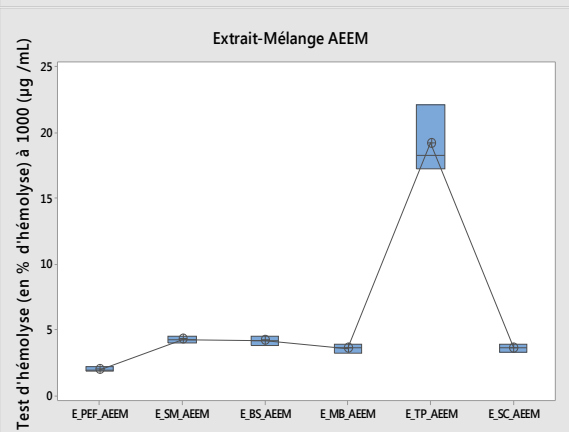
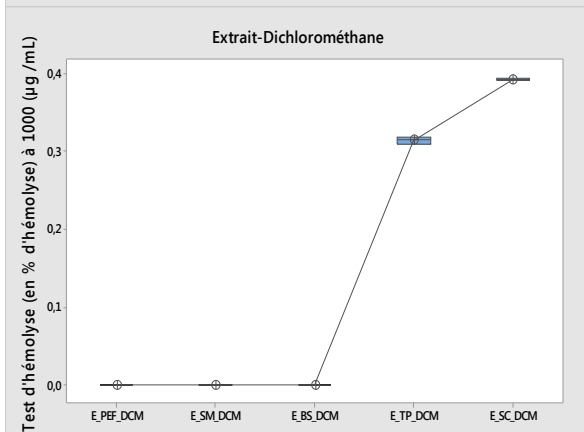
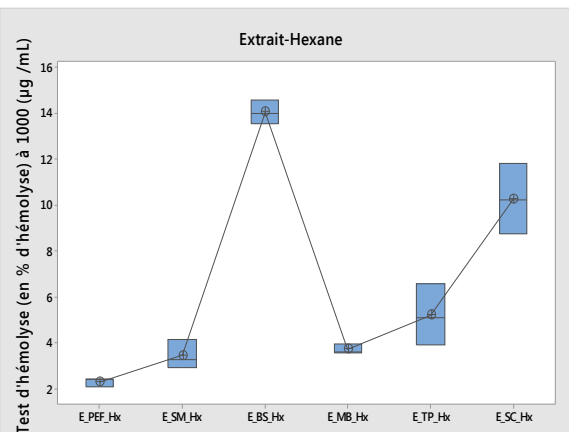
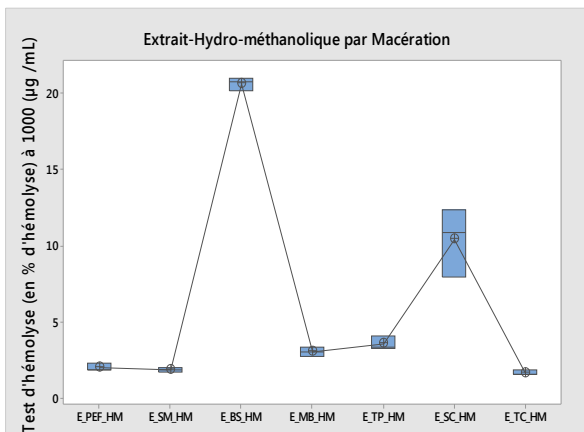


Test d'hémolyse (en % d'hémolyse) 250 (µg /mL)

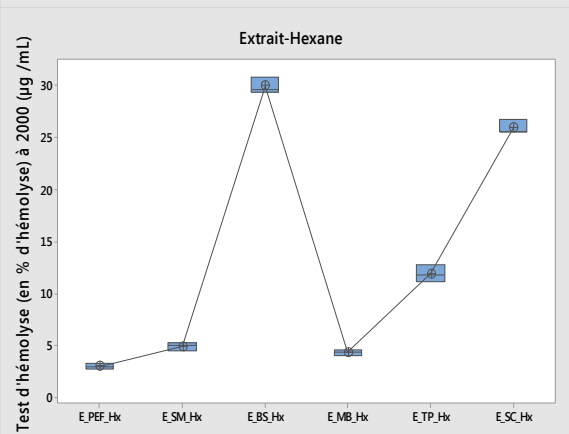
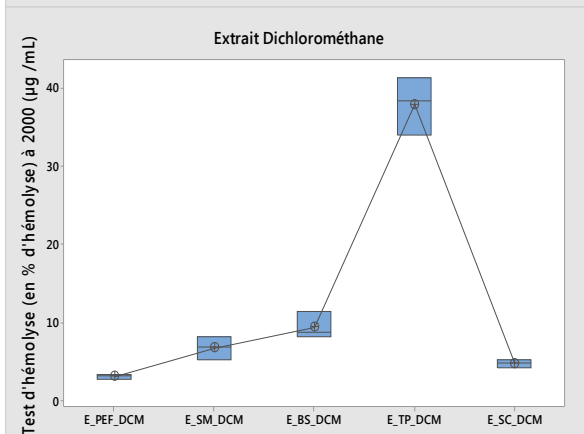
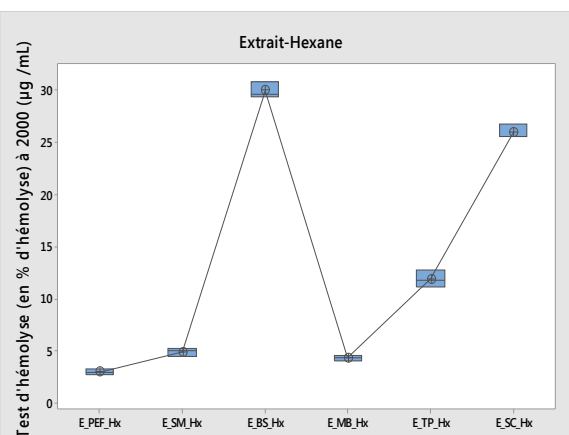
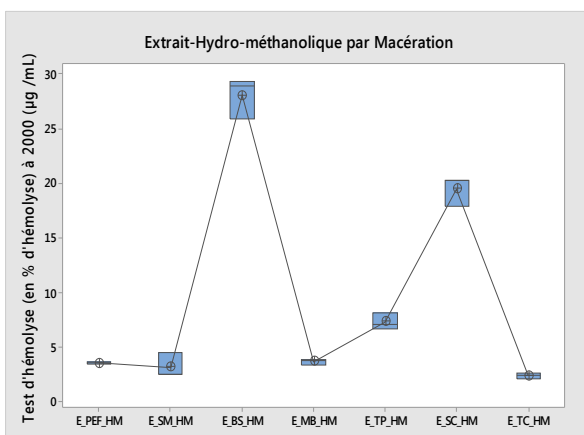


Test d'hémolyse (en % d'hémolyse) 500 (µg /mL)

ANNEXES

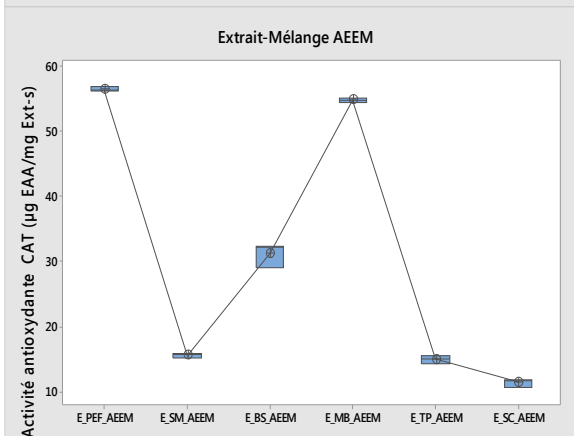
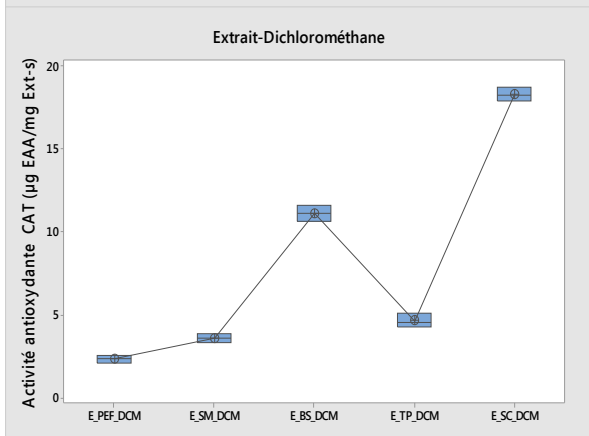
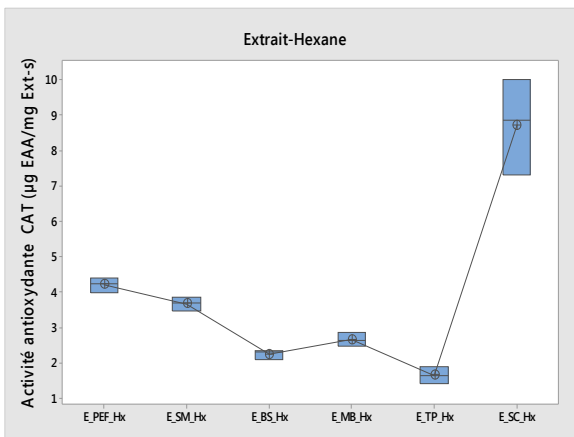
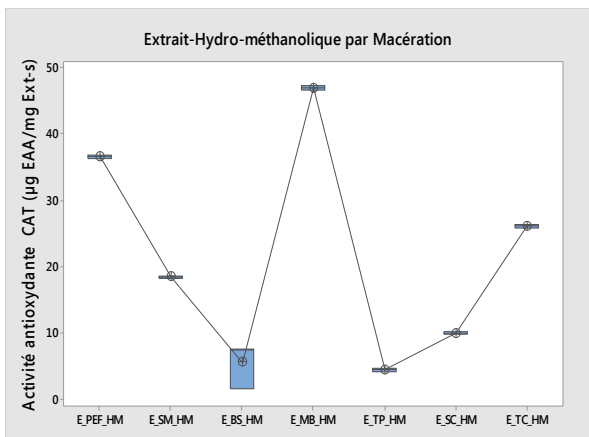


Test d'hémolyse (en % d'hémolyse) 1000 (µg /mL)

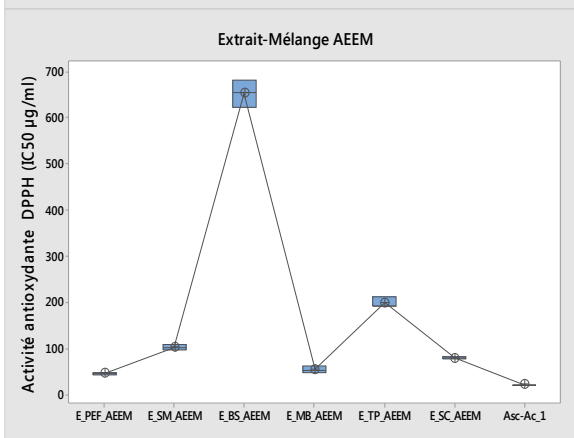
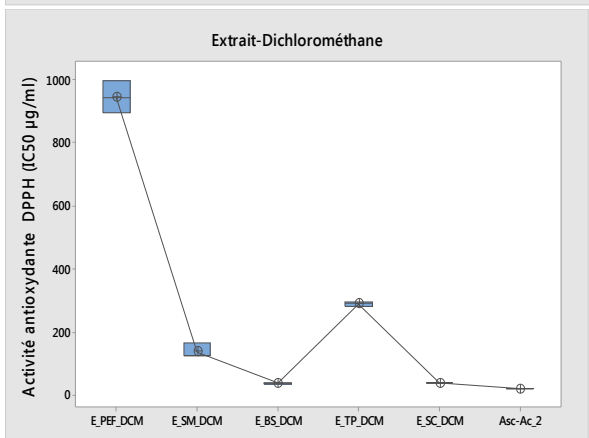
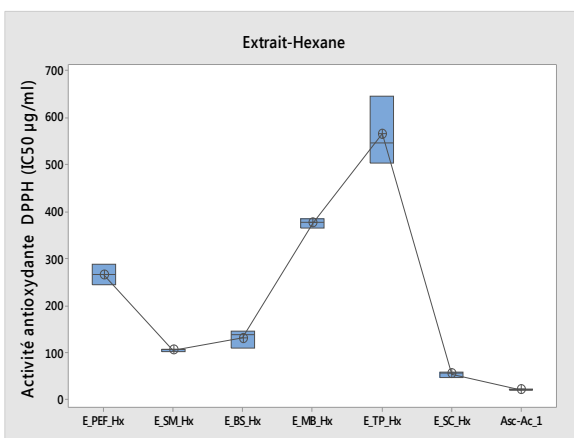
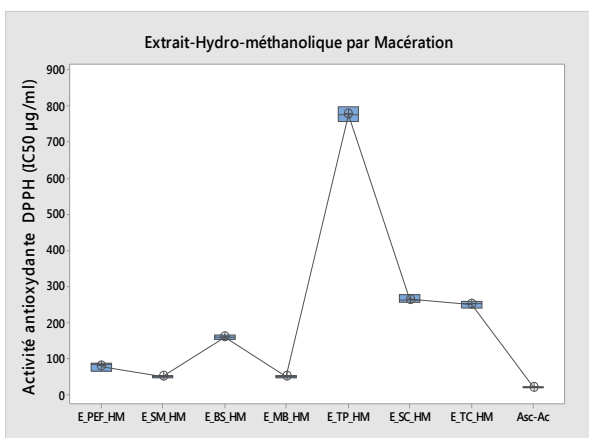


Test d'hémolyse (en % d'hémolyse) 2000 (µg /mL)

ANNEXES

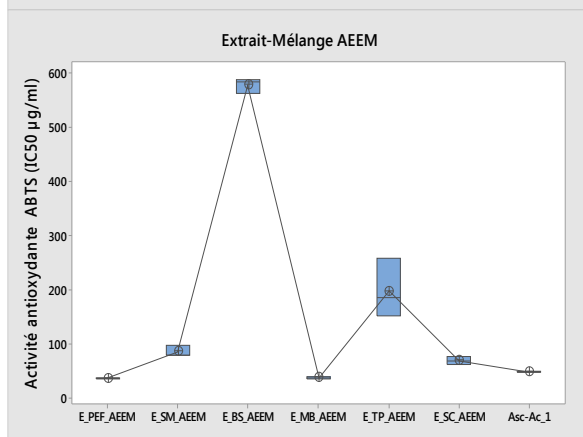
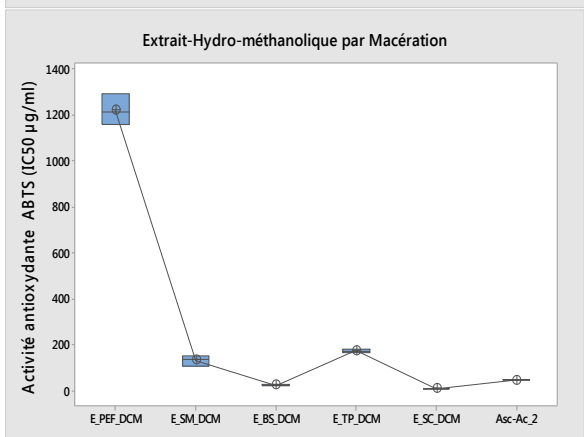
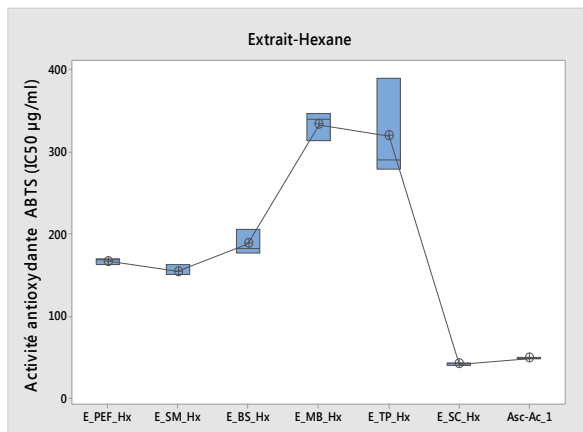
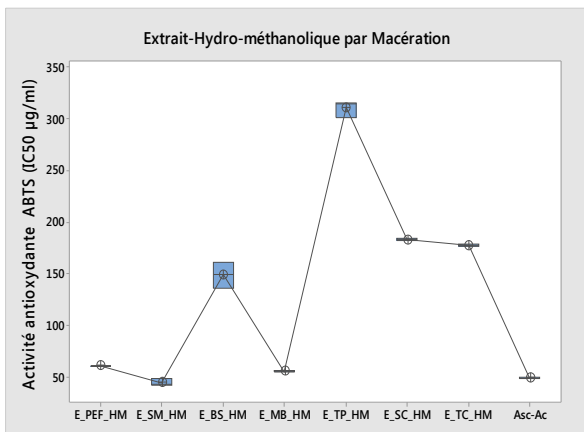


Activité antioxydante CAT

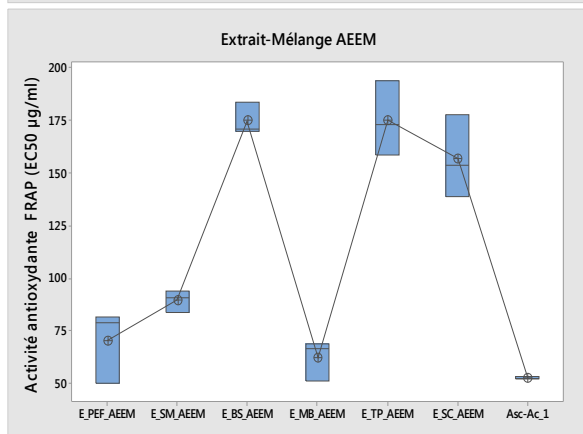
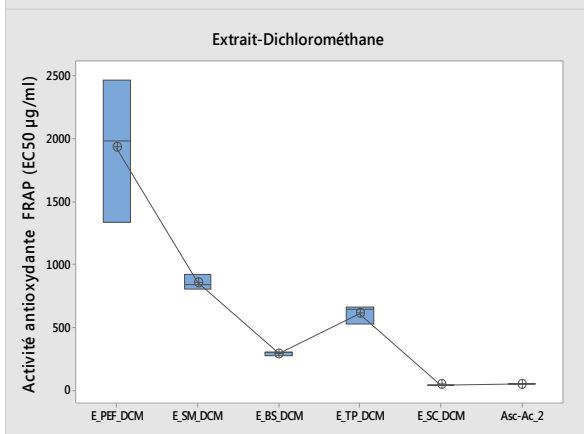
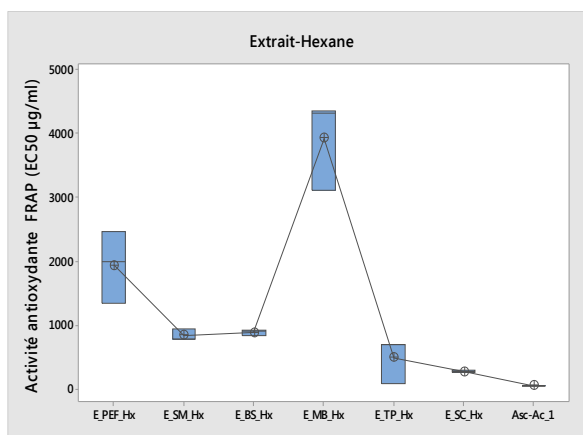
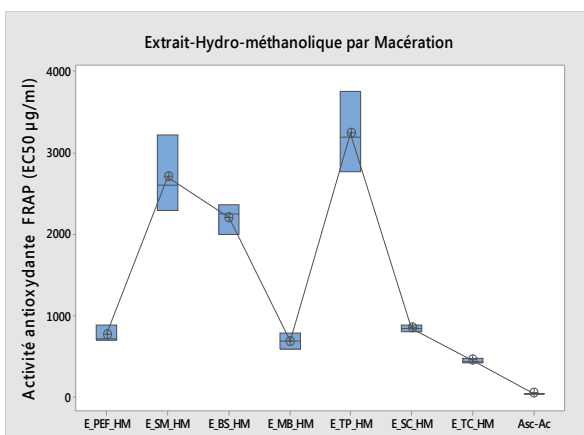


Activité antioxydante DPPH

ANNEXES

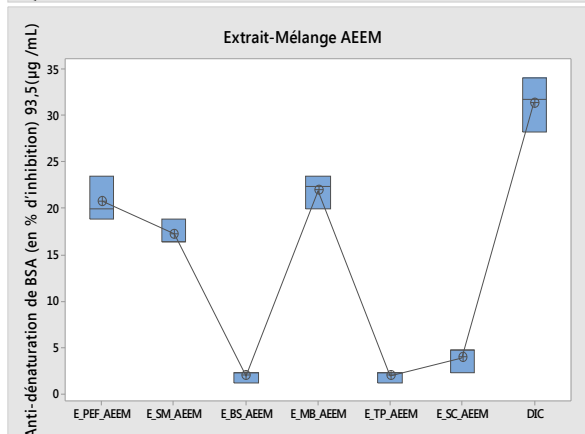
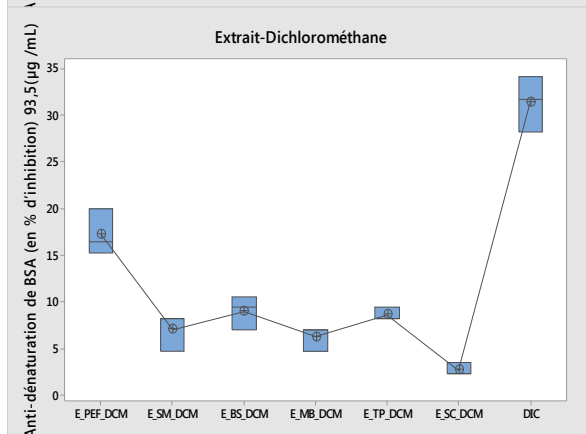
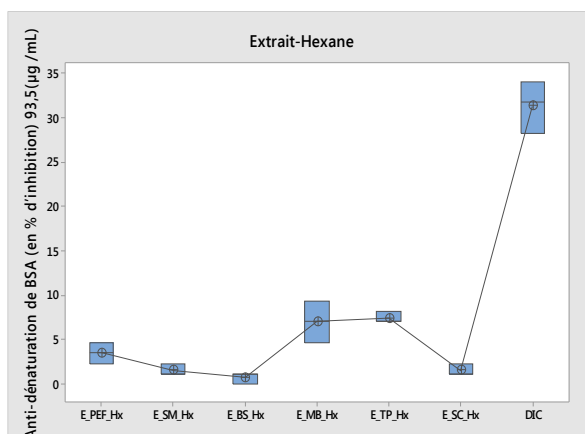
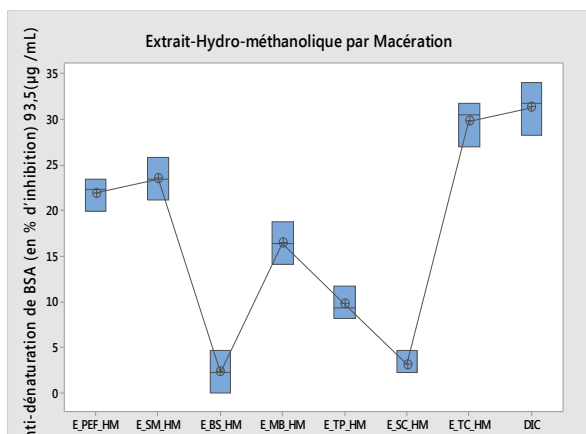


Activité antioxydante ABTS

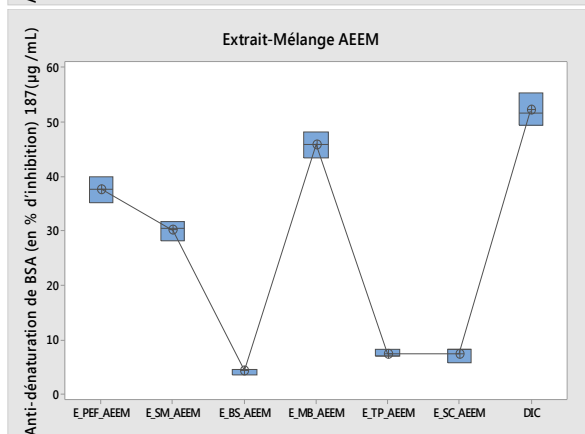
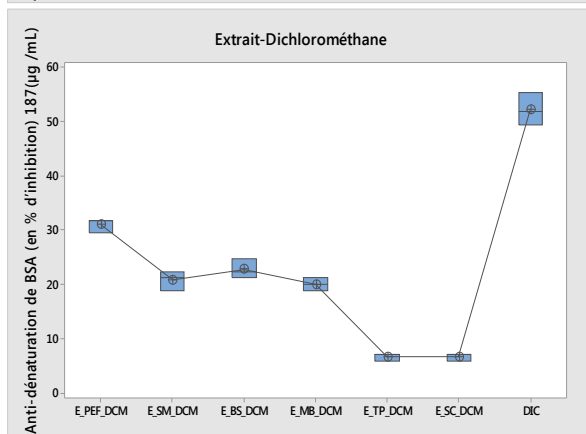
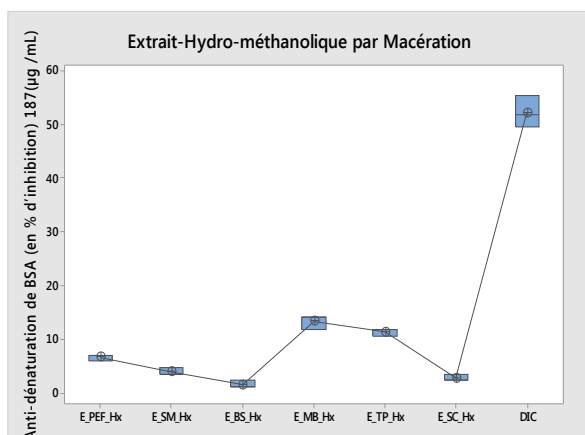
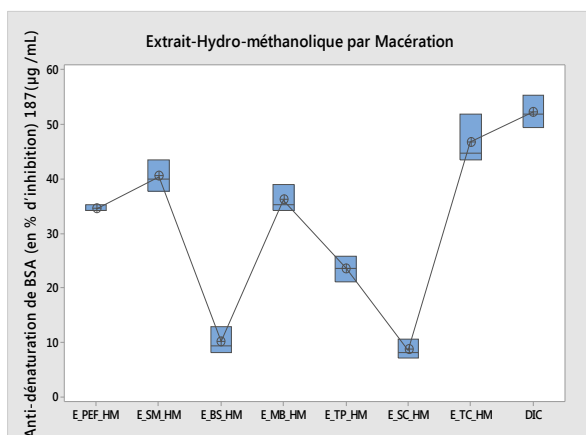


Activité antioxydante FRAP

ANNEXES

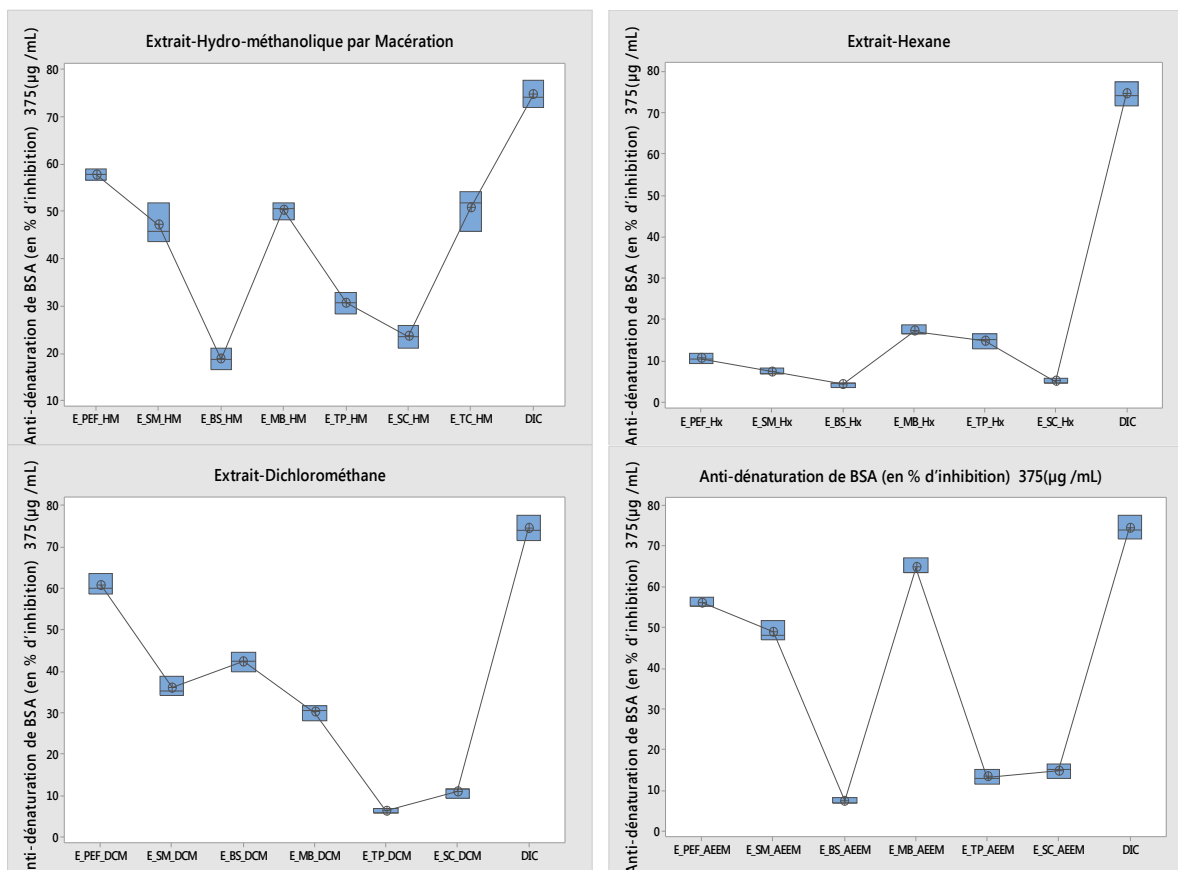


Activité anti-inflammatoire: Anti-dénaturation de BSA (en % d'inhibition) 93,5 (µg /mL)

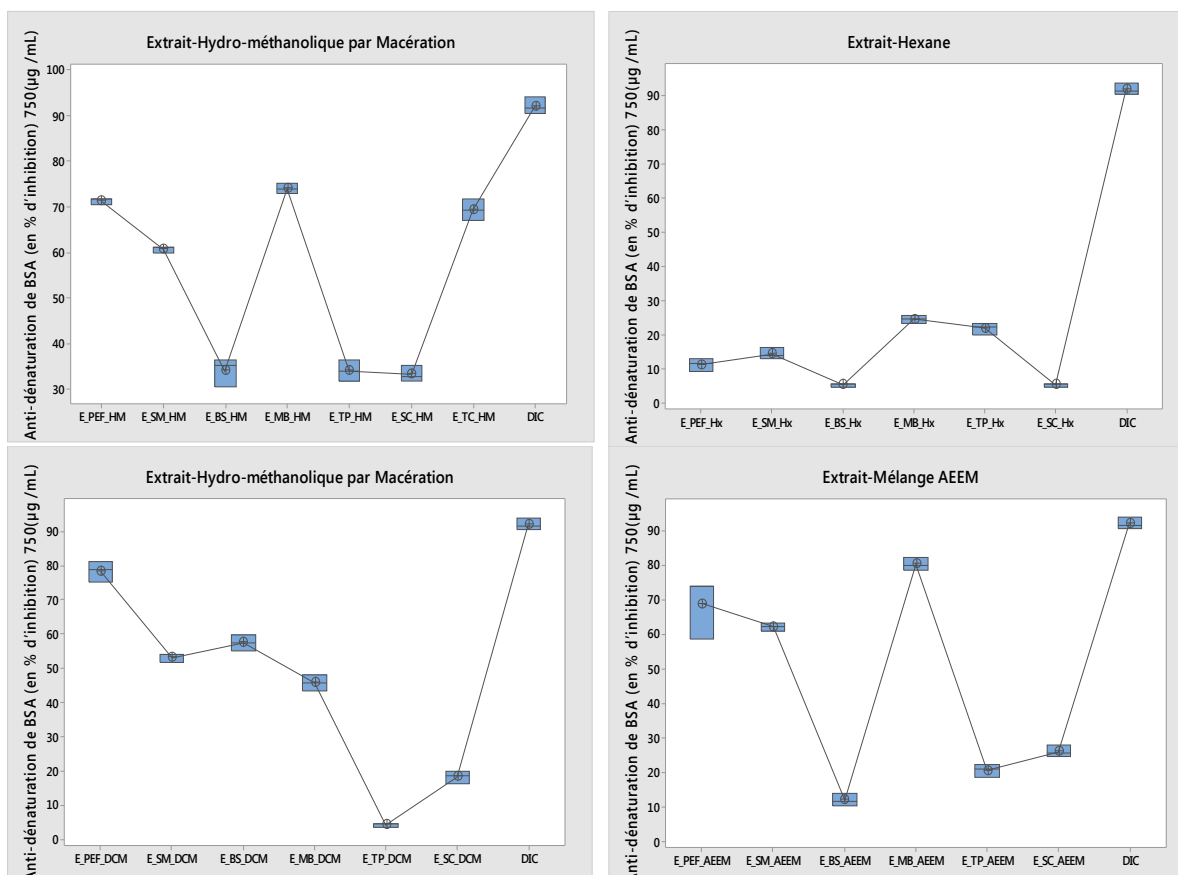


Activité anti-inflammatoire: Anti-dénaturation de BSA (en % d'inhibition) 187 (µg /mL)

ANNEXES

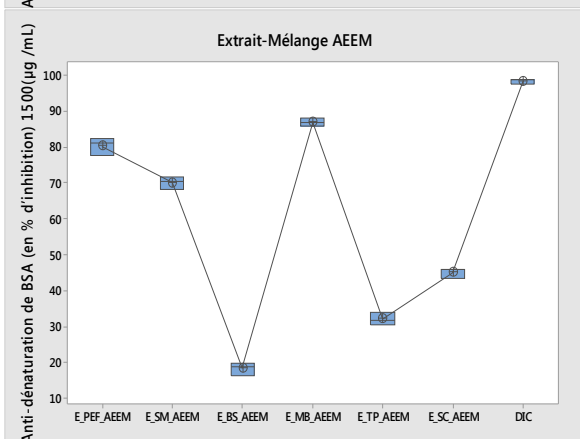
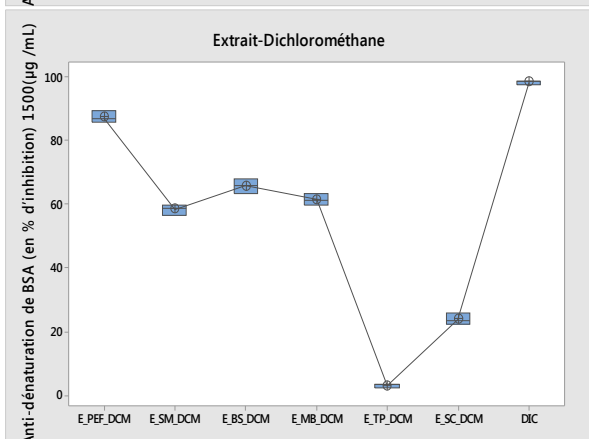
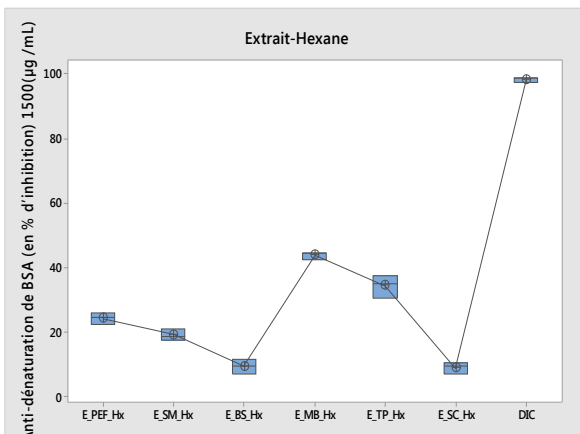
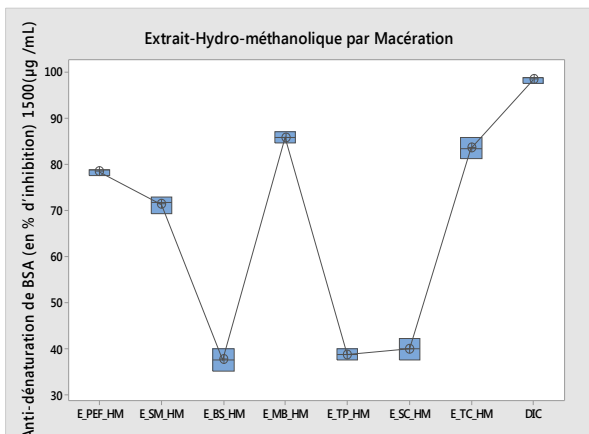


Activité anti-inflammatoire: Anti-dénaturation de BSA (en % d'inhibition) 375 (µg /mL)

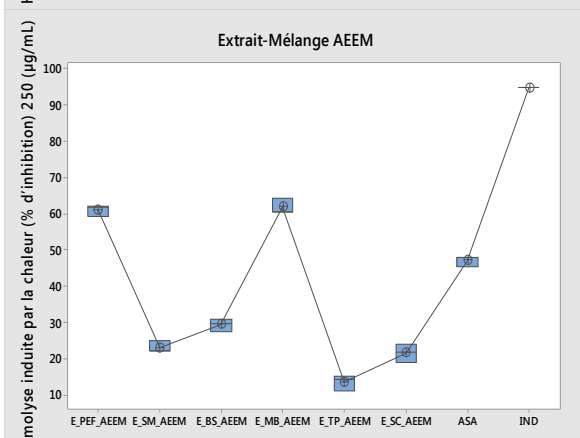
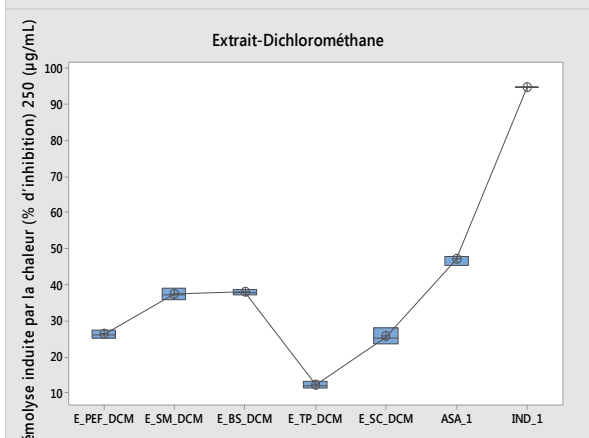
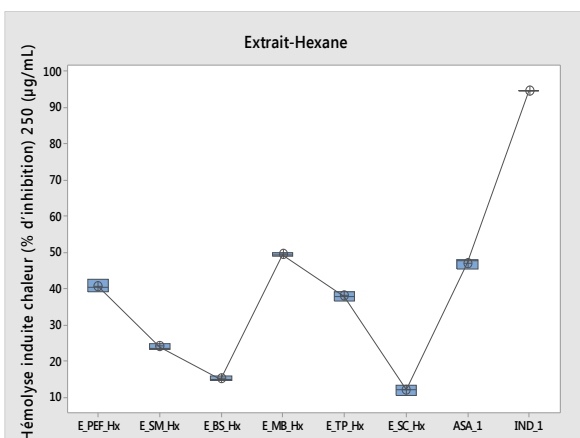
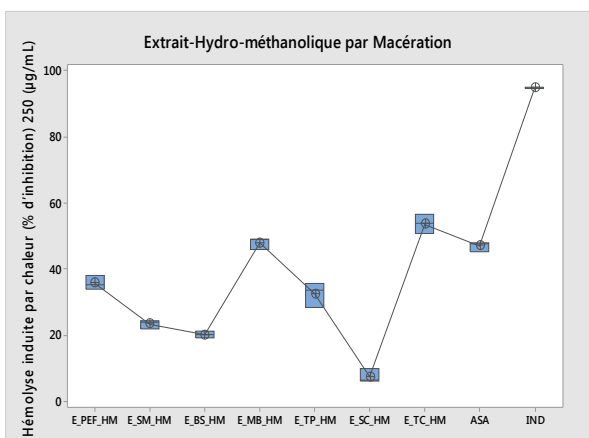


Activité anti-inflammatoire: Anti-dénaturation de BSA (en % d'inhibition) 750 (µg /mL)

ANNEXES

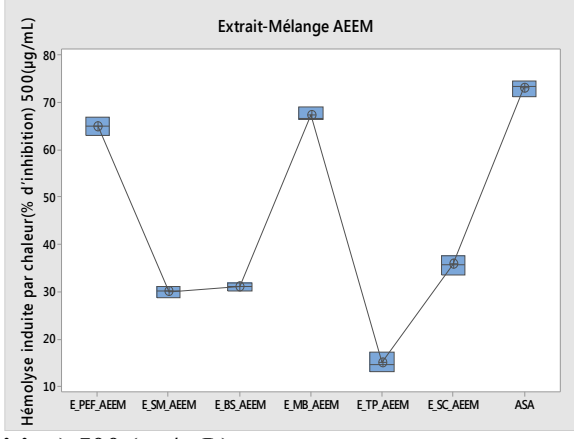
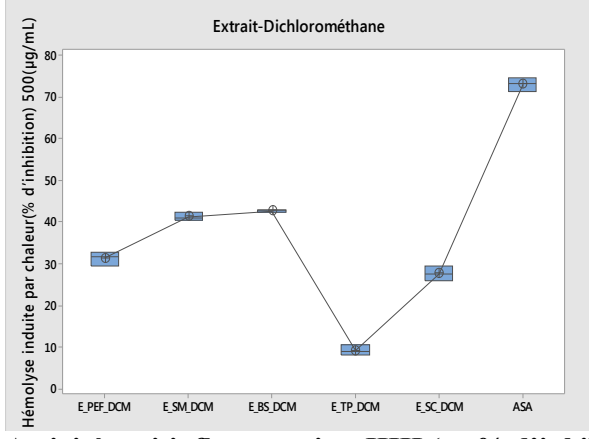
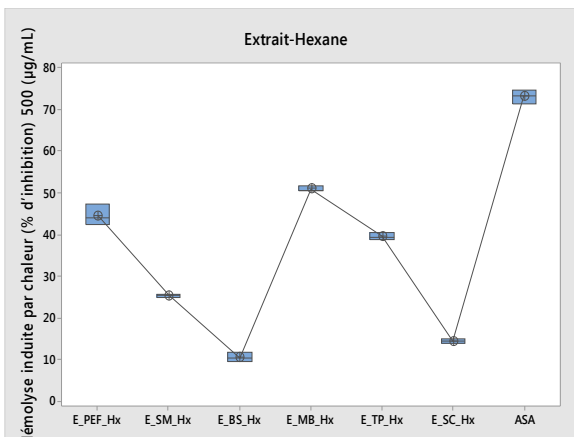
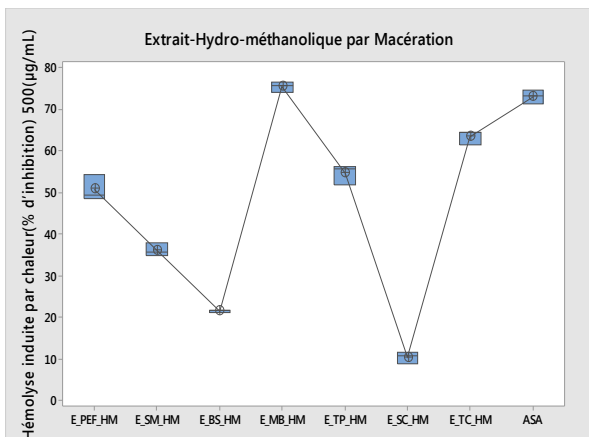


Activité anti-inflammatoire: Anti-dénaturation de BSA (en % d'inhibition) 1500 (µg/mL)

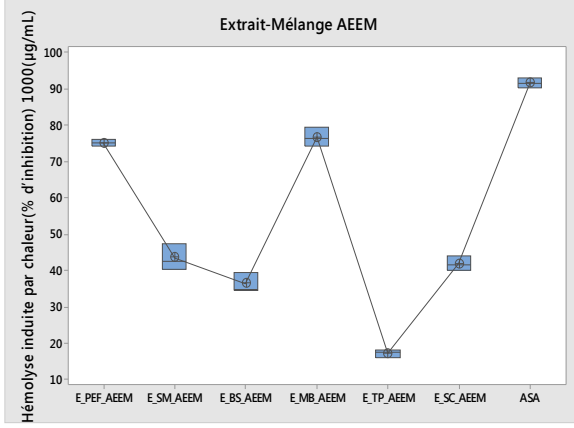
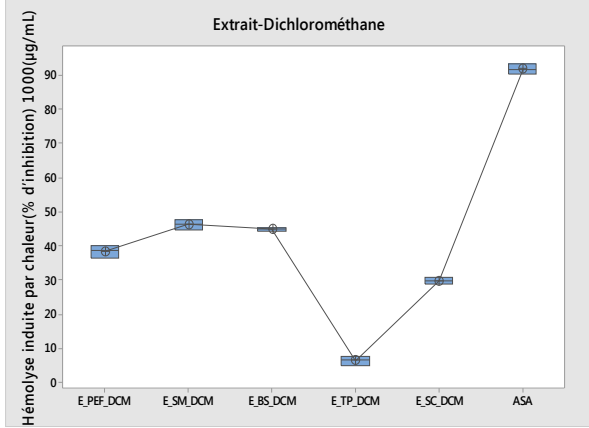
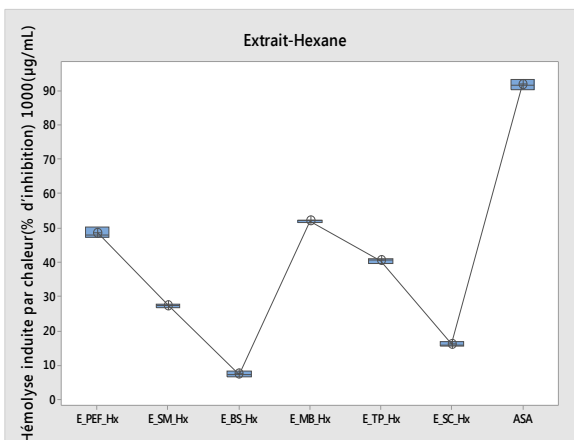
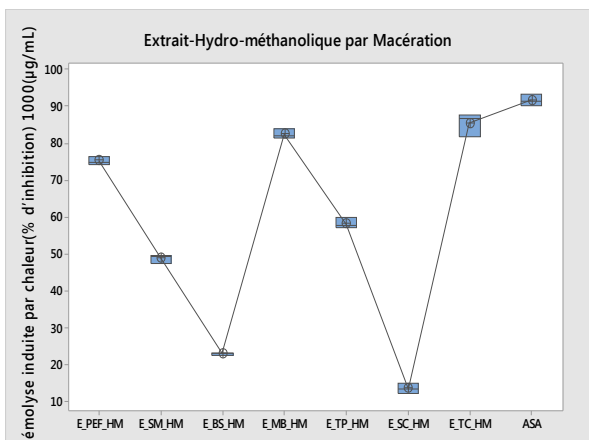


Activité anti-inflammatoire: HIH (en % d'inhibition) 250 (µg/mL)

ANNEXES

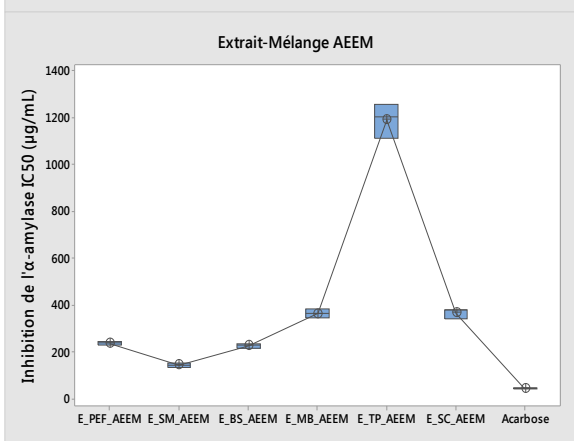
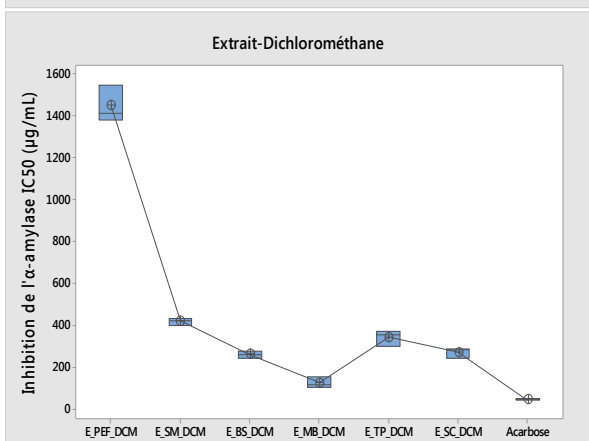
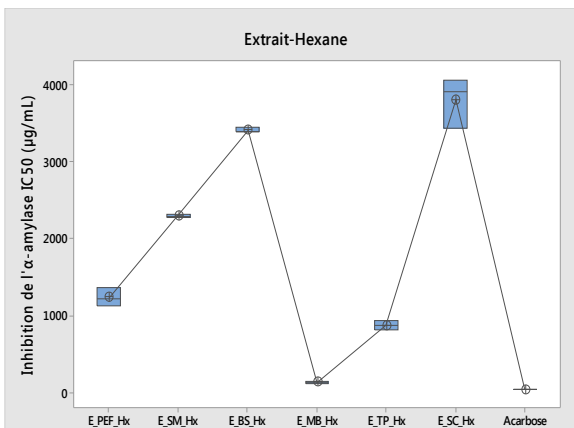
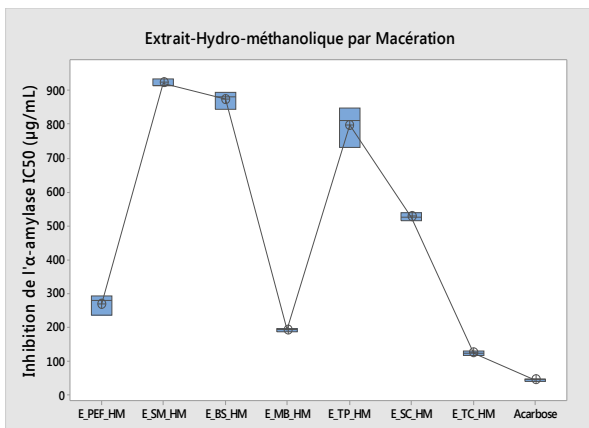


Activité anti-inflammatoire: HIH (en % d'inhibition) 500 (µg/mL)

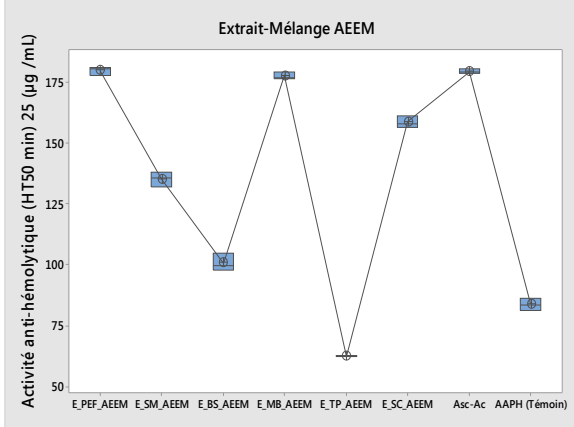
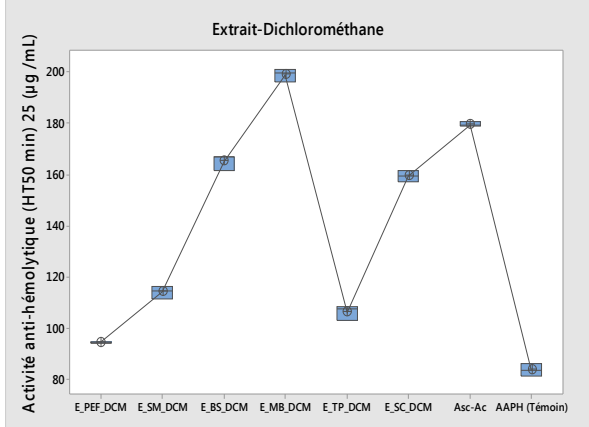
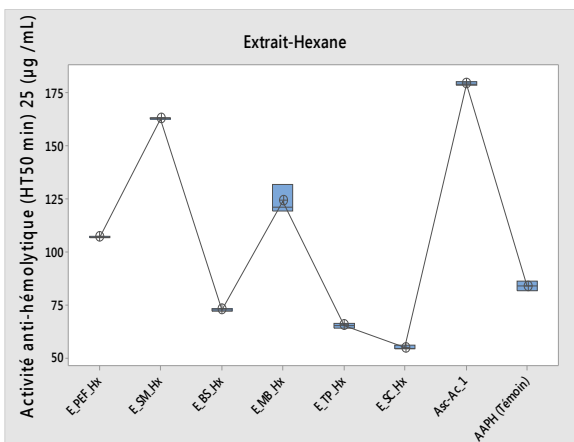
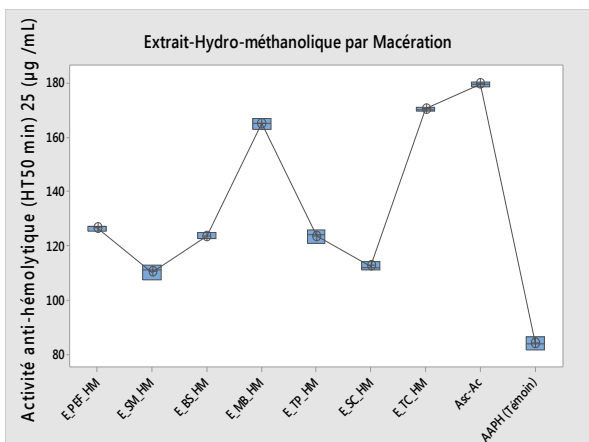


Activité anti-inflammatoire: HIH (en % d'inhibition) 1000 (µg/mL)

ANNEXES

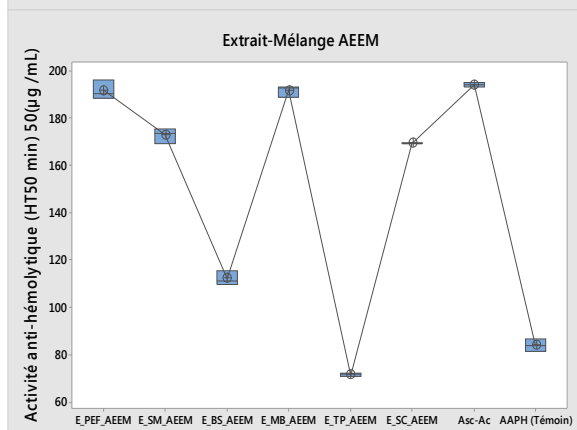
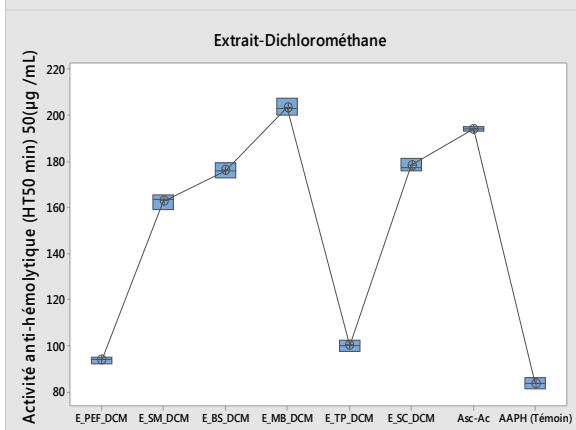
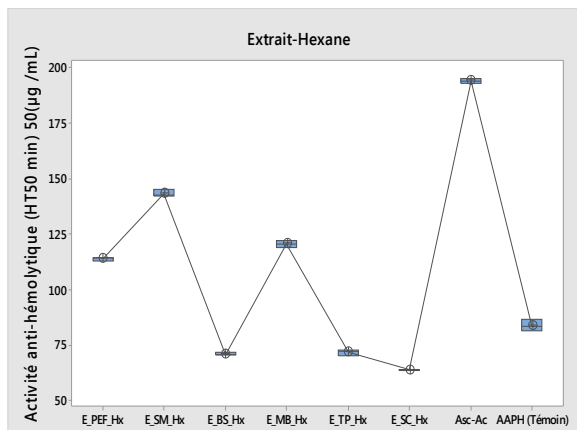
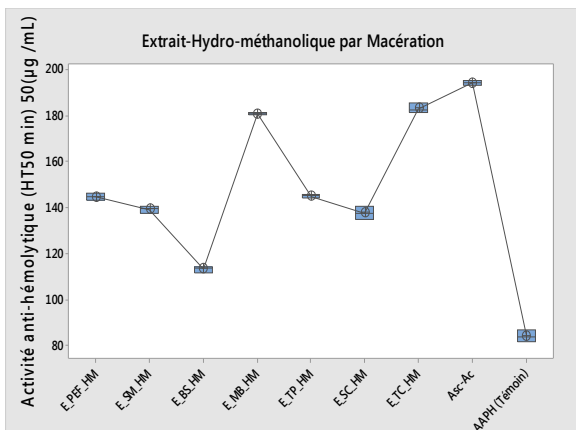


Inhibition de l' α -amylase

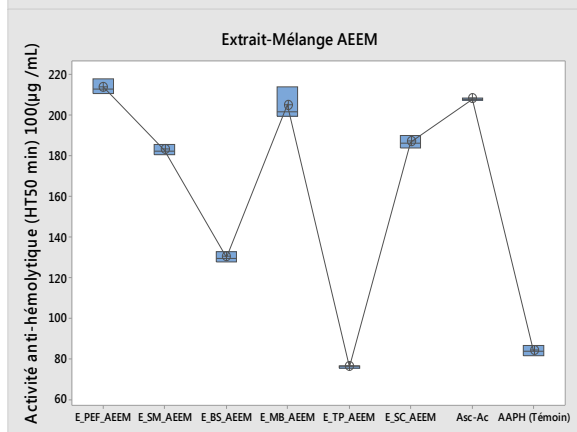
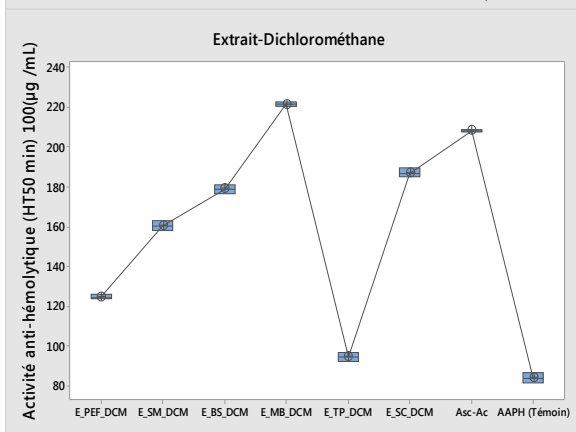
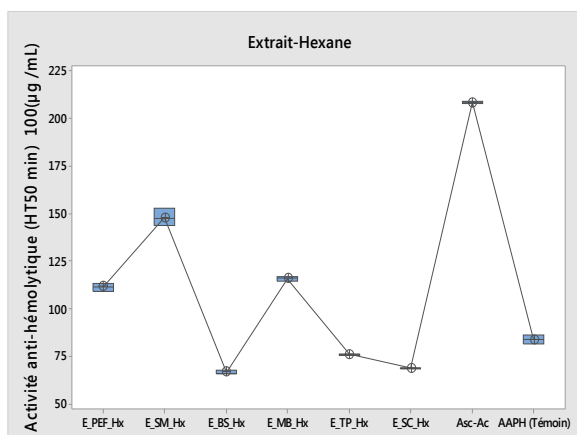
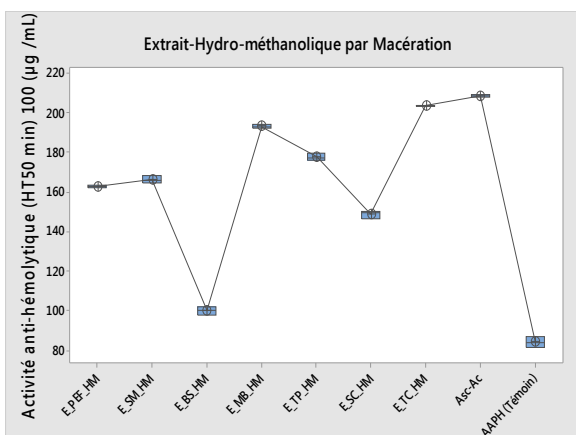


Activité anti-hémolytique (HT50 min) 25 ($\mu\text{g/mL}$)

ANNEXES

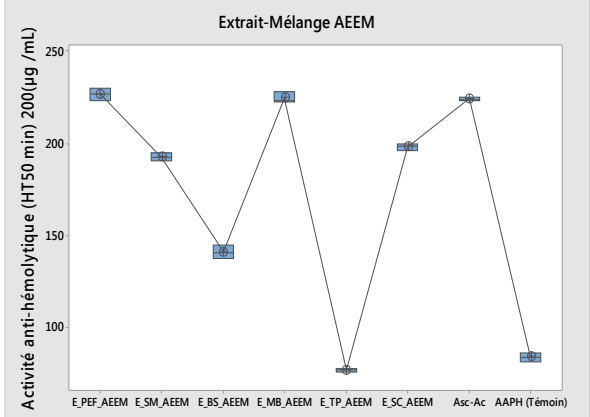
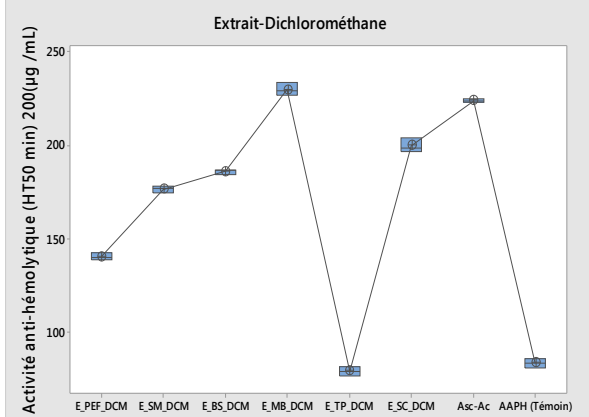
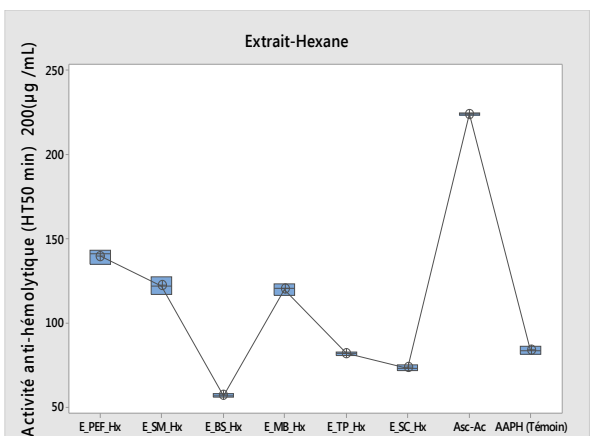
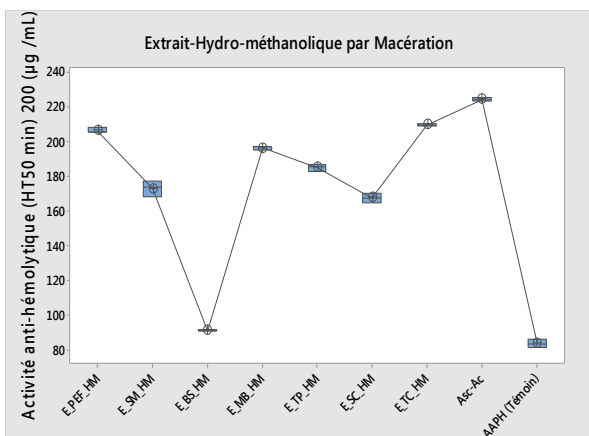


Activité anti-hémolytique (HT50 min) 50(µg /mL)

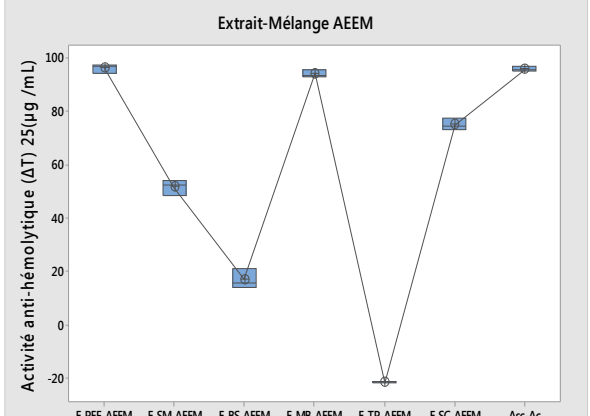
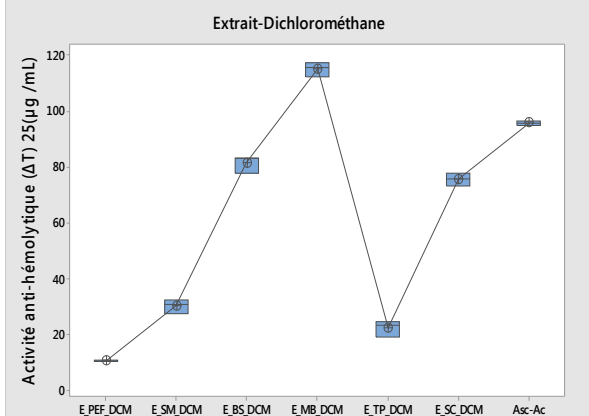
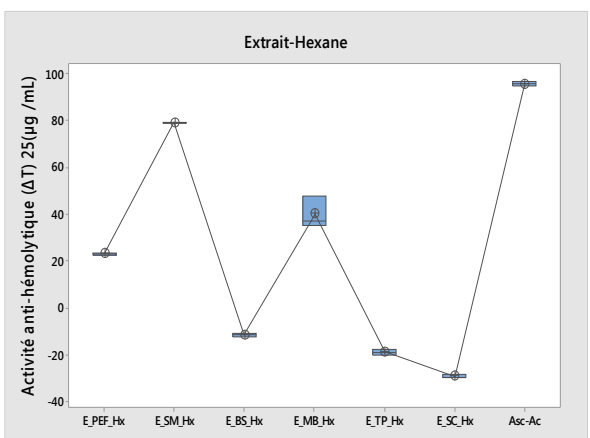
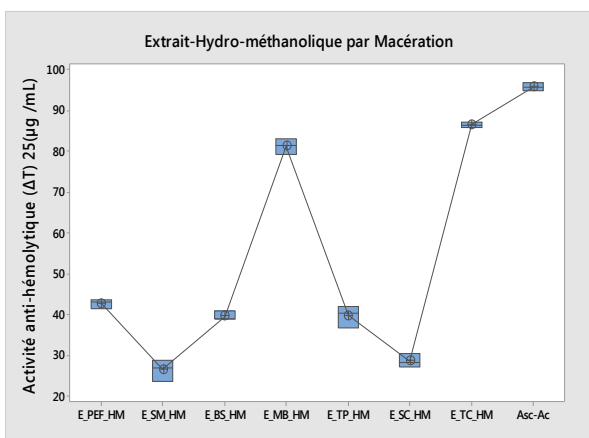


Activité anti-hémolytique (HT50 min) 100(µg /mL)

ANNEXES

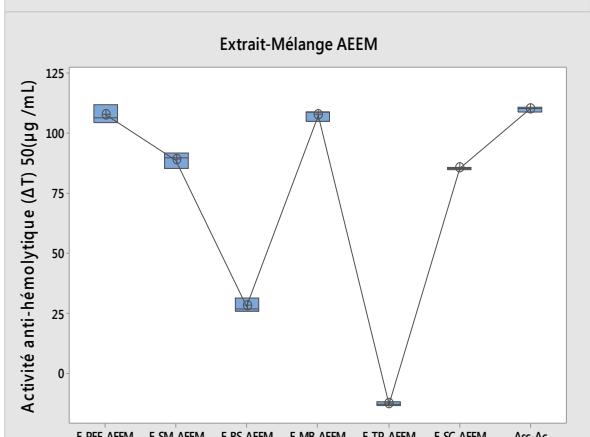
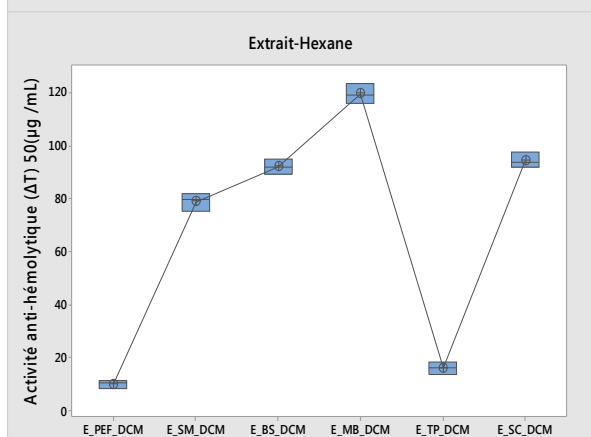
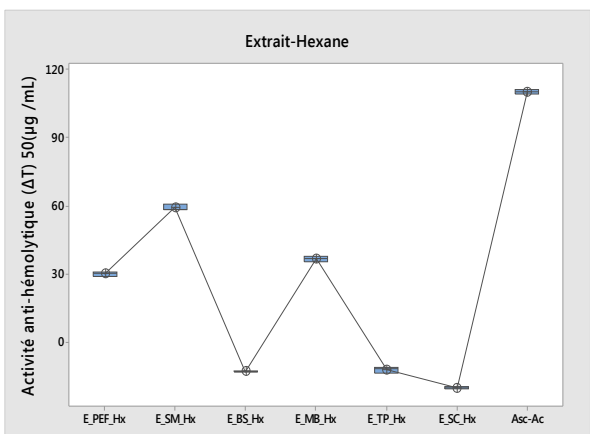
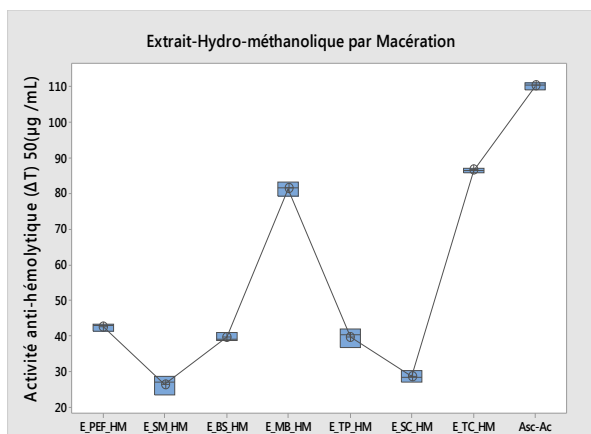


Activité anti-hémolytique (HT50 min) 200(µg /mL)

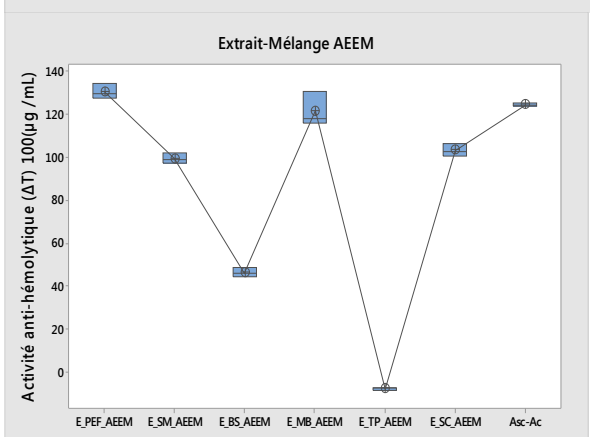
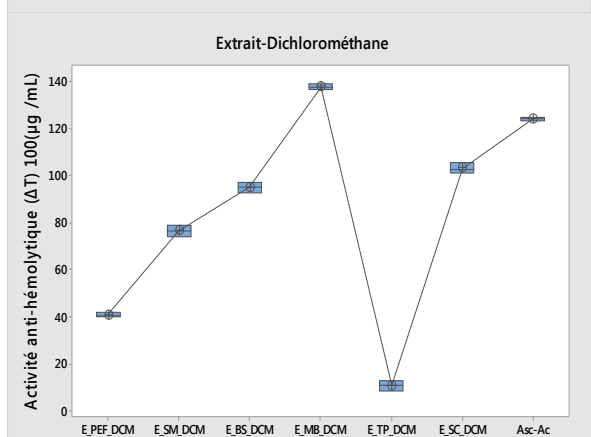
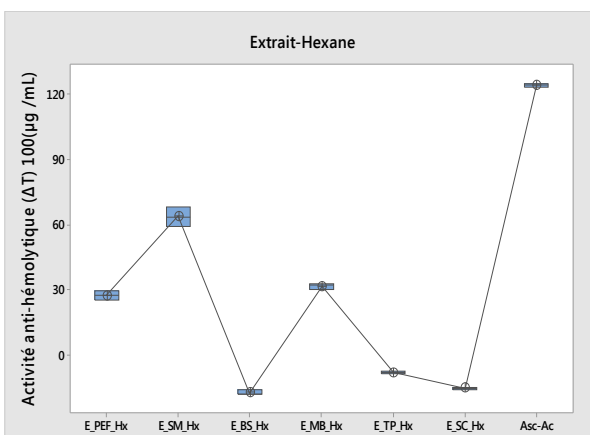
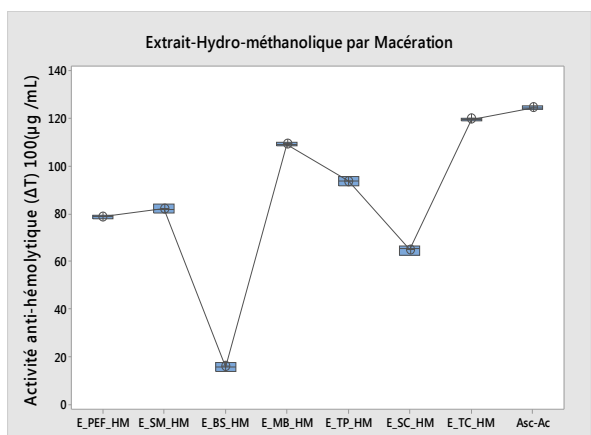


Activité anti-hémolytique-Temps d'hémolyse différé (ΔT) 25 (µg /mL)

ANNEXES

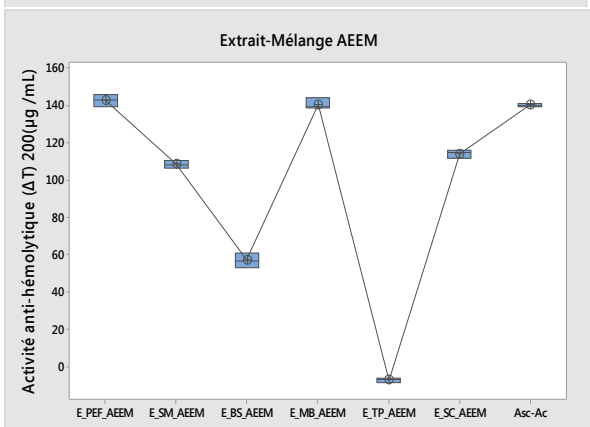
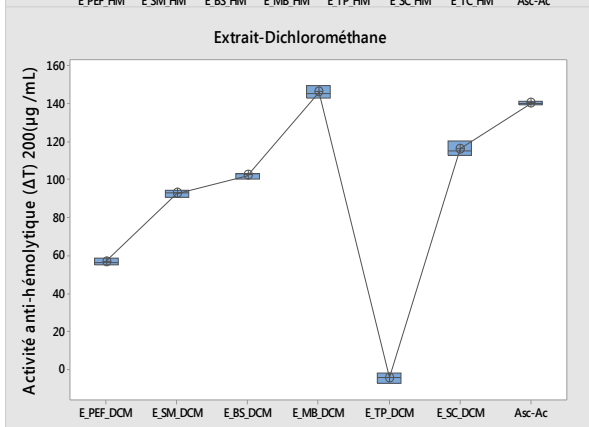
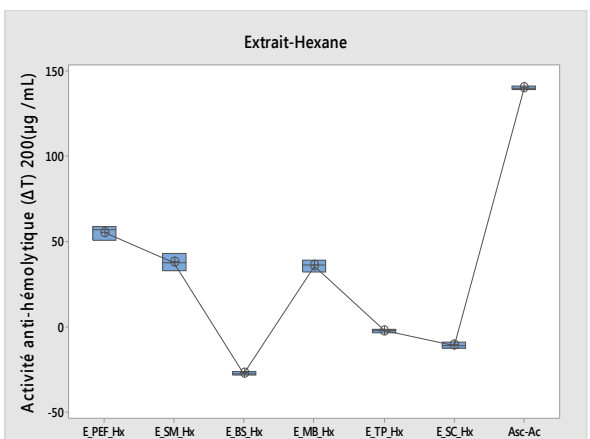
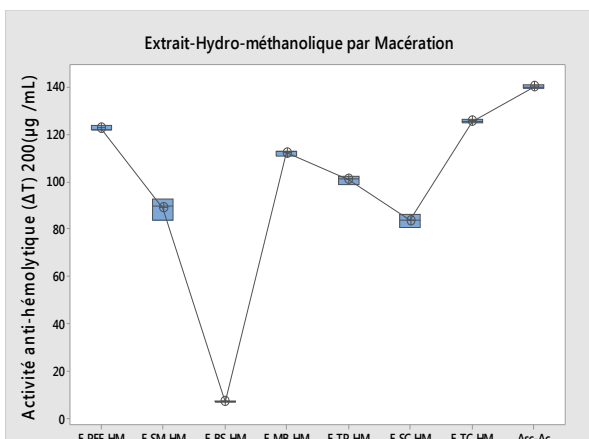


Activité anti-hémolytique-Temps d'hémolyse différé (ΔT) 50 (μg /mL)



Activité anti-hémolytique-Temps d'hémolyse différé (ΔT) 100 (μg /mL)

ANNEXES



Activité anti-hémolytique-Temps d'hémolyse différé (ΔT) 200 (μg/mL)

Publication scientifique

Le lien URL de l'article scientifique sur net :

<https://journals.univ-tlemcen.dz/GABJ/index.php/GABJ/article/view/319/224>

